Läuse – Biologie, medizinische Bedeutung und Bekämpfung

Birgit HABEDANK

Abstract: Lice – Biology, medical importance and control. All species of Phthiraptera are strongly stenoxenous ectoparasites on birds and mammals. They spend their entire life cycle on the host. Many species are of veterinary importance, but only three are ectoparasites of humans – the head louse *Pediculus humanus capitis*, the clothing louse *Pediculus humanus humanus* and the crab louse *Pthirus pubis*. The clothing louse is important as the main vector of *Rickettsia prowazekii*, *Borrelia recurrentis* and *Bartonella quintana*. Its preferred habitat is clothing. Long-term survival of the clothing louse is only possible when infested clothes are worn for long periods of time in the absence of sufficient disinsection measures such as washing or storage. The head louse infests scalp hair. It is widespread the world over, among all social groups and especially among children. The crab louse *Pthirus pubis* is mainly found in pubic hair. It is usually transmitted by close bodily contact, such as during sexual intercourse, and occurs more rarely.
Head and crab lice, as well as animal lice, can be eradicated only by efficient and repeated lice control measures that include repeated applications of pediculicid medications having a high anti-lice efficacy. To treat human lice, various pediculicids are available with classical and alternative modes of action. Additional steps to effectively control lice and to guard against lice-borne diseases are information, attention, early diagnosis, contact tracing and hygienic measures.

Key words: Phthiraptera, *Pediculus humanus humanus*, *Pediculus humanus capitis*, *Pthirus pubis*, head lice, clothing lice, crab lice, pediculosis, *Rickettsia prowazekii*, *Borrelia recurrentis*, *Bartonella quintana*.

Inhaltsübersicht

H. ASPÖCK (Hrsg.): Krank durch Arthropoden, Denisia **30** (2010): 191–212

1. Einleitung

Die Ordnung der Tierläuse im weiteren Sinne – Phthiraptera (griechisch: phtheiro – beschädigen, a- ohne, pteron – Flügel) – umfasst bis zu etwa 6 mm große, dorsoventral abgeplattete, flügellose, hemimetabole Insekten, die stationär-permanent auf Vögeln oder Säugetieren parasitieren. Zu dieser Tiergruppe gehören haematophage Tierläuse im engeren Sinne (Unterordnung Anoplura) und Rüsselläuse (Unterordnung Rhynchophthirina) sowie Haarlinge und Federlinge (Unterordnungen Ischnocera und Amblycera). Sie alle leben als Nahrungsspezialisten streng stenoxen an einer Wirtstierart oder parasitieren an phylogenetisch nah verwandten Tiergruppen. Daher sind zum Studium der Wirt-Parasit-Koevolution (HIEPE et al. 1981, ASPÖCK 2005, ASPÖCK & WALOCHNIK 2007) insbesondere auch die Phthiraptera und ihre Wirte sehr gut geeignet (u.a. KIM 1988, KITTLER et al. 2003, REED et al. 2004, REED et al. 2007).

Die bekanntesten und zugleich humanmedizinisch bedeutendsten Vertreter der Phthiraptera gehören den Anoplura an, es sind die Kleiderlaus *Pediculus humanus humanus*, die Kopflaus *Pediculus humanus capitis* sowie die Filzlaus oder Schamlaus des Menschen *Pthirus pubis* – zugleich Namensgeber der Ordnung Phthiraptera.

Dass Läusen als häufigen Begleitern des Menschen schon vor Jahrtausenden Beachtung geschenkt wurde, zeigen u.a. aus dem Alten Ägypten erhaltene feingliedrige Kämme, die im Rahmen der damaligen ausgiebigen Körperpflege auch Kopfläuse entfernen sollten. Im antiken Schrifttum wie im chinesischen Nei King (300-200 v. Chr.) werden unter den Parasiten des Menschen bereits Läuse einschließlich Filzläuse genannt (HIEPE & ASPÖCK 2005). Auch der römische Naturforscher Cajus PLINIUS (1. Jh. n. Chr.) erwähnte in seiner „Naturgeschichte" aus Haaren und Kleiderstoffen hervorgebrachte „Schmutztiere am Menschen" und sah in diesen die Ursache für den Tod des Diktators Sulla und des griechischen Dichters Aleman. Weitere Phthiraptera ordnete er ein als „ ... auch den Vögeln gefährlich und tötet Fasanen, wenn sie sich nicht mit Staub bedecken. Von diesem Übel, glaubt man, bleibt unter den behaarten Tieren nur der Esel und das Schaf befreit" (PLINIUS, Übersetzung KÜLB 1853).

Paläoparasitologische Untersuchungen erbrachten direkte Nachweise von Läusebefall. So fand man u.a. ein *Pediculus humanus*-Ei am Kopfhaar eines etwa 10.000 Jahre alten Skelettes in Nordost-Brasilien (ARAUJO et al. 2000), Kopflauseier aus der Zeit um 6900-6300 v. Chr. in Israel (ZIAS & MUMCUOGLU 1991) und Kopflausstadien an ägyptischen, peruanischen und nordamerikanischen indianischen Mumien (EWING 1924, REINHARD & BUIKSTRA 2003) sowie auch in Koproliten, da bei Entlausungen gefundene Tiere auch oral aufgenommen wurden (ARAUJO et al. 2000). Kleiderlausfunde aus Mitteleuropa stammen aus der Zeit zwischen 850-300 v. Chr. (ASPÖCK et al. 1999), aus Israel um 66-73 n. Chr. (MUMCUOGLU et al. 2003). *Pthirus pubis*-Befall wurde bei etwa 1000-2000 Jahre alten Mumien aus den Anden der Regionen Südperu und Chile nachgewiesen (RICK et al. 2002). Auch an Tiermumien blieben Phthirapteren erhalten, so u.a. an Meerschweinchen (DITTMAR DE LA CRUZ et al. 2003). Das älteste Läusefossil *Megamenopon rasnitsyni* WAPPLER, SMITH & DALGLEISH, 2003 (Amblycera: Menoponidae) ist etwa 40 Millionen Jahre alt (WAPPLER et al. 2004).

Ihre Wirte schädigen die Phthirapteren direkt durch ihre ektoparasitische Lebensweise. Von besonderer Bedeutung aber ist die Fähigkeit einiger Phthirapteren, Pathogene wie Viren, Bakterien oder Helminthen zu übertragen.

Aufklärung, Aufmerksamkeit, frühzeitige Diagnostik und eine Befallskommunikation in Verbindung mit der sachgerechten Anwendung wirksamer Bekämpfungsmittel und -verfahren sowie von Hygienemaßnahmen sind im human- und veterinärmedinischen Bereich die Schlüssel zur effektiven Läusebekämpfung sowie zur Prophylaxe vor durch Phthirapteren übertragbaren Krankheiten. Um diese Aufgaben zielorientiert umsetzen zu können, sind genaue Kenntnisse zur Biologie, Morphologie und Diagnostik, den Übertragungswegen und Bekämpfungsmöglichkeiten der Parasiten unumgänglich. Im Folgenden wird aufgrund ihrer herausragenden Bedeutung besonders auf die Parasiten des Menschen eingegangen.

2. Systematische Stellung, Phylogenie, Klassifikation

Innerhalb der insgesamt etwa 4000 Arten umfassenden Ordnung Phthiraptera HAECKEL, 1896 werden unter Mallophaga (gr.: mallos – Wolle, phagein – fressen; deutsch: Haar- und Federlinge; engl.: biting lice, chewing lice) die mit beißend-kauenden Mundwerkzeugen ausgestatteten Unterordnungen Amblycera KELLOGG, 1896 – Haftfußläuslinge und Ischnocera KELLOGG, 1896 – Kletterfußläuslinge zusammengefasst. Etwa 3000 Arten parasitieren an Vögeln, etwa 300 Arten an Säugetieren. Sie ernähren sich überwiegend von Hautderivaten ihrer Wirte, gelegentlich auch austretenden Zellflüssigkeiten, einige Federlinge nehmen auch Blut auf. Die Unterordnung Rhynchophthirina FERRIS, 1931 (Rüsselläuse) enthält nur die Familie Haematomyzidae mit der Gattung *Haematomyzus* PIAGET, 1869 und 3 Ar-

[1] gemäß International Commission on Zoological Nomenclature; Schreibweise *Phthirus* nicht valide (FERRIS 1951, KIM & EMERSON 1968, MAUNDER 1983)

ten, die an dickhäutigen Wirten (Elefanten sowie Schweinen der Gattungen *Phacochoerus* und *Potamochoerus*) parasitieren und Blutnahrung aufnehmen. Am Capitulum tragen sie beißende Mundwerkzeuge am Ende eines charakteristischen langen Rostrums. Die etwa 540 Arten der Anoplura LEACH, 1815 (Echte Läuse, engl.: sucking lice) besitzen als obligate Blutsauger stechend-saugende Mundwerkzeuge und sind ausschließlich Säugetierparasiten. Hierzu gehören u.a. als größter Vertreter die bis 6 mm lange Schweinelaus *Haematopinus suis* (LINNAEUS, 1758), Läuse von Wiederkäuern wie die Rinderläuse *H. eurysternus* (NITZSCH, 1818), *Linognathus vituli* (LINNAEUS, 1758) und *Solenopotes capillatus* ENDERLEIN, 1904, die Hundelaus *L. setosus* (VON OLFERS, 1816) sowie die Läuse des Menschen.

Am Menschen können sich Läusearten außer *Pediculus humanus* LINNAEUS, 1758 (Kopflaus *Pediculus humanus capitis* DE GEER, 1778 und Kleiderlaus *Pediculus humanus humanus* LINNAEUS, 1758; Gattung *Pediculus* LINNEAUS 1758; Familie Pediculidae LEACH 1817) und *Pthirus pubis* (LINNEAUS 1758) (Filzlaus; Gattung *Pthirus*[1] LEACH, 1815; Familie Pthiridae EWING, 1929) nicht etablieren: Sollten sie von Haus- oder Wildtieren auf den Menschen übergehen und in der Lage sein, Blut aufzunehmen, wären sie doch nicht oder nur eingeschränkt fähig, das aufgenommene Blut zu verdauen und würden bald verenden. Nicht sicher ausgeschlossen werden kann dies bei weiteren *Pediculus*-Arten: Außer am Menschen parasitieren Läuse dieser Gattung an Primaten der Familien Pongidae (Menschenaffen: an Schimpansen: *P. schaeffi* FAHRENHOLZ, 1910) und Cebidae (an Neuweltaffen: *P. mjoebergi* FERRIS, 1916). Als weitere Art wurde *P. clavicornis* NITZSCH, 1864 beschrieben und als valide anerkannt (FERRIS 1951, DURDEN & MUSSER 1994). Von der Gattung *Pthirus* wurde nur eine einzige weitere Art an Pongiden beschrieben: *Pthirus gorillae* EWING, 1927, Parasit des Gorillas (FERRIS 1951).

Die Koevolution der Primatenläuse und ihrer Wirte lässt sich etwa 25 Millionen Jahre zurückverfolgen. Ausgehend davon, dass Altweltaffen und anthropoide Primaten vor etwa 22,5±2,5 Millionen Jahren divergierten, ergaben phylogenetische Untersuchungen auf Basis molekularbiologischer Daten eine Divergenz der Gattung *Pedicinus* GERVAIS, 1844 (Familie Pedicinidae ENDERLEIN, 1904) von Altweltaffen und der Vorfahren der Schwesterntaxa *Pediculus* und *Pthirus* vor etwa 19±5 Millionen Jahren, von *Pediculus* und *Pthirus* im Mittel vor etwa 13 Millionen Jahren. Die Trennung der Vorfahren und *Pediculus*-Arten von Schimpanse (*Pediculus schaeffi*) und Mensch (*Pediculus humanus*) wurde mittels phylogenetischer und kophylogenetischer Analyse auf vor etwa 6 Millionen Jahren datiert, die von *Pthirus* von Gorilla (*Pthirus gorillae*) und Mensch (*Pthirus pubis*) auf vor etwa 3-4 Millionen Jahren (REED et al. 2004, 2007) und somit in diesem Fall später als der Vorfahren von Mensch und Gorilla vor mindestens etwa 7 Millionen Jahren (ELANGO et al. 2006, SUWA et al. 2007). REED et al. 2007 vermuten, dass *Pthirus* von den Vorfahren des Gorillas auf die des Menschen überging und sich zur heute bekannten Art entwickelte.

Pediculus humanus hat das kleinste Genom unter den bisher untersuchten hemimetabolen Insekten mit etwa 104-108 Basenpaare und eines der kleinsten Genome unter den Insekten, daher wird eine Eliminierung von Genen während des Anpassungsprozesses der Läuse an den Menschen vermutet (PITTENDRIGH et al. 2006, JOHNSTON et al. 2007).

„Ob Kopf- und Kleiderlaus eine Art ist oder zwei auch systematisch gut zu trennende Arten sind, darüber sind die Meinungen bis in die neuere Zeit geteilt" (HASE 1915). NUTTALL (1919b) analysierte morphologische und biologische Merkmale beider Formen und schlussfolgerte, dass es sich um 2 Rassen von *Pediculus humanus* handeln müsse. Kopf- und Kleiderläuse können sich fruchtbar miteinander kreuzen (FERRIS 1951), praktisch wurde aber wiederholt eine ökologische Trennung und eine geringere Überschneidung einiger morphometrischer Merkmale beider Populationen bei Doppelinfektionen am Menschen beobachtet (BUSVINE 1978, LEO et al. 2005). FERRIS (1951) stellte bereits fest, dass sich die Kopflaus als älteste *Pediculus*-Form des Menschen im Laufe der Koevolution mit unseren Vorfahren in Formen mit geringfügigen morphologischen Variationen differenzierte. Aktuelle genetische Untersuchungen bestätigten unterschiedliche Kopflauslinien, deren Entwicklung vor etwa 1,2-2 Millionen Jahren begann (REED et al. 2004, 2007), eine der untersuchten Kopflauslinien weist mehr Gemeinsamkeiten mit Kleiderläusen auf, als die Kopflauslinien untereinander (LEO et al. 2002, YONG et al. 2003, KITTLER et al. 2003, REED et al. 2004, LEO & BARKER 2005). KITTLER et al. 2003 berechneten die Trennung ihrer untersuchten Kopf- und Kleiderlauslinien auf vor etwa 72.000±42.000 Jahren, einhergehend mit der Verwendung von Kleidung. LI et al. (2010) wiesen als Resultat einer Genotypisierung nun auch unterschiedliche Kleiderlauslinien nach, die sich genetisch nicht von regional untersuchten Kopfläusen unterschieden.

Auch wenn valide richtungweisende Daten vorliegen, ist die Diskussion zum taxonomischen Status von Kopflaus und Kleiderlaus auch fast 100 Jahre nach der Publikation von HASE (1915) noch nicht abgeschlossen.









Abb. 1: Kopflaus-Stadien: (**a**) Männchen Dorsalansicht, (**b**) Männchen Ventralansicht, am Haar kletternd, (**c**) drittes und (**d**) erstes Juvenilstadium.

3. Vorkommen, Übertragung und Verbreitung

Phthiraptera sind streng wirtsspezifisch und leben stationär-permanent an ihrem Wirt. Besiedeln mehrere Phthiraptera-Arten einen Wirt, bevorzugen sie in der Regel verschiedene Körperregionen. Die Übertragung der Phthirapteren erfolgt üblicherweise bei engem Körperkontakt durch direkten Übergang der Parasiten von einem Wirt zum nächsten. Eine indirekte Übertragung ist vereinzelt z. B. über Gegenstände (mechanisches Abstreifen) möglich oder durch den Verlust von mit Parasiten behafteten Federn oder Haaren. Aktiv wird der Wirt in der Regel nur verlassen, wenn die mikroklimatischen Bedingungen stärker vom Optimum des Parasiten abweichen (z. B. bei Fieber, Tod des Wirtes). Nur wenn dann innerhalb kurzer Zeit ein geeigneter neuer Wirt erreicht wird, können die Parasiten überleben.

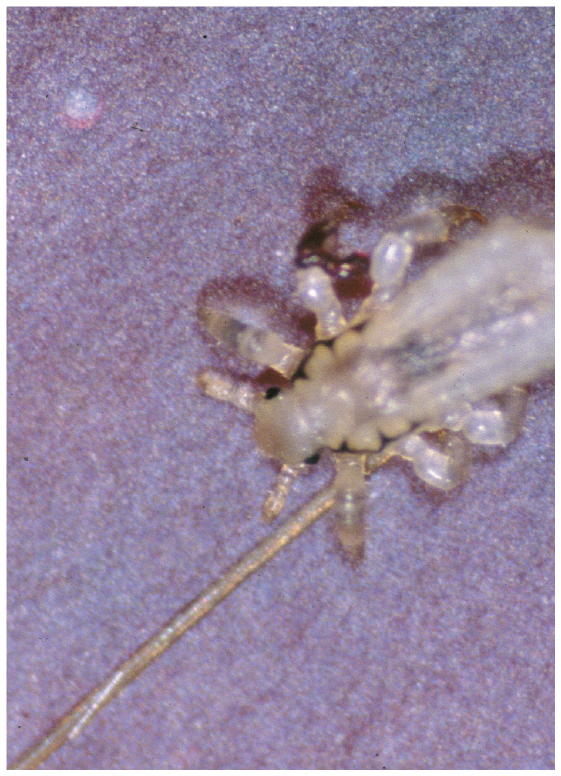


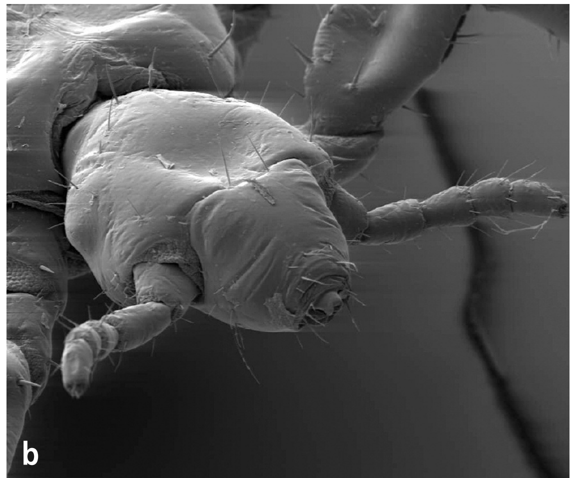
Abb. 2: Kopflaus-Larve bei der Blutaufnahme (in vitro, über Parafilm-Membran).

Die Phthirapteren-Verbreitung geht mit der Verbreitung ihrer Wirtstiere einher. So sind Kopfläuse, Kleiderläuse und Filzläuse des Menschen weltweit verbreitet. Am menschlichen Körper bevorzugen sie verschiedene Habitate und sind in Abhängigkeit von ihrer Lebensweise in Verbindung mit dem menschlichen Verhalten und den sozialen und ökonomischen Lebensbedingungen innerhalb der Bevölkerungsschichten und –gruppen unterschiedlich häufig vertreten.

3.1. *Pediculus humanus capitis* – Kopflaus

Kopfläuse (Abb. 1,2) leben im Kopfhaar und halten sich bevorzugt nah der Hautoberfläche auf, ihre Eier befestigen sie an den Haaren in unmittelbarer Kopfhautnähe. Prädilektionsstellen sind vor allem der Nackenbereich und der Bereich hinter den Ohren, jedoch sind sie an Haaren sehr geschickte Kletterer (Abb. 1b) und können sich prinzipiell im gesamten behaarten Kopfbereich flink fortbewegen. Bei starkem Befall wurden Kopfläuse gelegentlich an anderen behaarten Stellen wie Bart, Augenbrauen oder Achselhaaren gefunden.

Durch regelmäßiges Kämmen der Haare, Waschen und die Verwendung von gewöhnlichem Shampoo werden Kopfläuse meist nicht geschädigt oder gar beseitigt. MAUNDER (1983) meint dazu treffend „Washing the hair produces only cleaner lice“. Daher sind Kopfläuse nicht nur weltweit verbreitet, sondern kommen auch in allen sozialen Schichten und insbesondere häufig bei Kindern vor (GRATZ 1997).



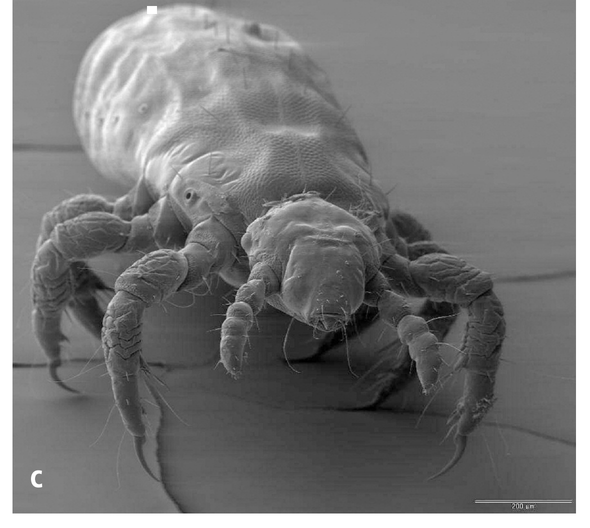


Abb. 3: Kleiderlaus-Stadien: (**a**) Weibchen und (**b**) Kopf des Weibchens, (**c**) erstes Juvenilstadium.

Der Hauptübertragungsweg für Kopfläuse ist enger Körperkontakt mit anderen Personen, insbesondere im Bereich des Kopfhaares. Läuse ergreifen bevorzugter ein anderes Haar, wenn dieses parallel zum alten Haar liegt (CANYON et al. 2002). Eine Übertragung von mechanisch aus dem Haar abgestreiften Läusen über Gegenstände wie Kämme, Handtücher, Kopfbedeckungen u.ä. ist möglich (experimentell belegt von TAKANO-LEE et al. 2005), aber weitaus seltener. Auch schwitzende Köpfe oder Fieber können auf Läuse unattraktiv wirken und sie zum Abwandern bewegen (HOFFMANN 1981, IBARRA 1996). Eiablagen an Gegenständen wie z.B. Kopfbedeckungen (LI et al. 2010) sind selten. Vor allem bei spielenden Kindern und Jugendlichen, die sich zudem z. B. in Gemeinschaftseinrichtungen wie Kindergärten, Schulen, Feriencamps etc. auf engem Raum befinden, auch in Familien und im engen Freundeskreis ist eine Weiterverbreitung von Kopfläusen erleichtert möglich. Oft wird ein Befall erst nach Wochen, teils 2-3 Monaten bemerkt, wenn schon erste Läuse an die nächsten engeren Kontaktpersonen weitergegeben worden sind. Häufig wird eine Zunahme von Kopflaus-Infestationen nach insbesondere sommerlichen Ferien- bzw. Urlaubsmonaten einschließlich einiger Folgewochen beobachtet. Dies konnte aktuell indirekt durch Daten über den Erwerb von Kopflausmitteln belegt werden (BAUER et al. 2009).

3.2. *Pediculus humanus humanus* – Kleiderlaus

Kleiderläuse (Abb. 3) bevorzugen zu ihrer Befestigung und Eiablage möglichst faserigen Stoff der menschlichen Kleidung; die Hautoberfläche suchen sie nur zur Blutaufnahme auf und können sich dabei auch an Körperhaaren festhalten. Bei stärkerem Befall wurden die Parasiten auch am Kopfhaar gefunden. Setzt man sie experimentell an Haare, wandern sie vom Kopf gern in die Kleidung zurück. Die Läuse befinden sich in

Tab. 1: Morphologische Differenzierung von Kopflaus und Kleiderlaus (nach KIM et al. 1986, modifiziert).

Merkmal	***P. humanus capitis***	***P. humanus humanus***
Größe	Weibchen: etwa 2,1-3,5 mm Männchen: etwa 2,0-3,0 mm	Weibchen: etwa 2,7-4,4 mm Männchen: etwa 2,7-3,7 mm
Antennen	kürzer und gedrungener, 3. Segment etwa so lang wie breit	länger und schmaler, 3. Segment länger als breit
Länge Tibia 2. Beinpaar	vergleichsweise kürzer, Weibchen: etwa 257±16µm* bis 296±19µm, Männchen: etwa 259±13µm bis 291±18µm	vergleichsweise länger, Weibchen: etwa 340±14µm bis 425±19µm, Männchen: etwa 347±12µm bis 421±23µm
Abdomen	vergleichsweise etwas schmaler, mit sehr markanten seitlichen Einkerbungen zwischen den Segmenten	vergleichsweise etwas breiter, mit weniger markanten seitlichen Einkerbungen zwischen den Segmenten

*Angaben in MW±SD





Abb. 4: Filzlaus-Stadien:
(**a**) Weibchen (Ventralansicht),
(**b**) Juvenilstadium (Dorsalansicht).

der Kleidung vorwiegend in der körpernahen Innenseite, bevorzugt an geschützten Nähten und Säumen. In Abhängigkeit von den mikroklimatischen Bedingungen können sie sich weiter in entferntere Kleidungsschichten bewegen. An nächtliches Ablegen der Kleidungsstücke haben sich die Läuse angepasst, indem sie in Abhängigkeit von der Umgebungstemperatur Hungerperioden von mehreren Stunden bis zu mehreren Tagen relativ unbeschadet überstehen können. Der Übertragung von Mensch zu Mensch förderlich ist ein enger Körperkontakt, die gemeinsame Nutzung von Nachtlagern oder auch das gemeinsame Ablegen von Kleidungsstücken. Werden befallene Kleidungsstücke längere Zeit nicht abgelegt und einige Zeit nicht oder nicht ausreichend heiß gewaschen und im Anschluss schnell wieder getragen, können sich neu erworbene Kleiderläuse etablieren und vermehren. Aus diesem Grund ist die Kleiderlaus ein Parasit, der sich effektiv nur unter längerfristig unzureichenden hygienischen Bedingungen und dem unzureichenden Kleidungswechsel an einem Menschen vermehren kann.

Kleiderläuse sind daher häufige Begleiter während Kriegszeiten (z. B. 1. und 2. Weltkrieg; Bürgerkriege in Afrika und ehem. Jugoslawien), in Krisengebieten (z. B. Flüchtlingssituationen, -lager), in Regionen großer Armut (z. B. in Afrika, Mittelamerika- und Südamerika) oder unter aus sonstigen Gründen ärmlich oder auch verwahrlost lebenden Personen wie dies z. B. in hochentwickelten Ländern wie den USA und europäischen Ländern von Obdachlosen und teils auch starken Alkoholikern bekannt ist.

3.3. *Pthirus pubis* – Filzlaus

Bei Filzläusen (Abb. 4) ist ihr Vorzugshabitat auf ihre von *Pediculus* abweichende Morphologie zurückzuführen. Die Läuse halten sich mit den seitlich angelegten Beinen in der Regel an 2 Haaren fest, bevorzugen Körperstellen mit geringerer Haardichte als Kopfläuse und ziehen oft dickere dünneren Haaren vor. Prädilektionsstellen am Körper sind insbesondere die Haare der Genital- und auch der Perinanalregion. Bei stärkerem Befall und entsprechender Körperbehaarung können sich die Parasiten bis zur Brustregion und durchaus am ganzen Körper ausbreiten. Selten sind sie an Augenwimpern, Augenbrauen, am randständigen Kopfhaar, den Achselhöhlen oder im Barthaar zu finden, äußerst selten trotz spärlicherer Behaarung selbst am Rücken und im Ohrhaar, so dass bei generalisierten Infestationen nur Hände und Füße vom Befall ausgenommen blieben (NUTTALL 1918).

Eine Übertragung erfolgt v.a. bei engem Hautkontakt und wird aufgrund des Hauptsitzes insbesondere während des sexuellen Kontaktes begünstigt, sodass häufig Personen befallen sind, die ein aktives Sexualleben führen (Trivialnamen des Parasiten: „papillon d'amour", „Kavaliersratte"). Alte Menschen und Kinder sind selten mit *Pthirus pubis* befallen. Dies und Funde bei Obdachlosen nur außerhalb der Genitalregion (MEINKING & TAPLIN 1996) weisen auch auf asexuelle Übertragungswege hin. NUTTALL (1918) hielt eine Übertragung von *Pthirus pubis* auch durch ausgefallene befallene Haare (natürlicher Ausfall oder durch Kratzen infolge von starkem Juckreiz) für möglich, z.B. über Kleidung, Bettwäsche u.a. Eine Laus wurde z. B. in einem Handtuch einer öffentlichen Einrichtung gefunden (SCHEURER, persönliche Mitteilung 2000), ein Befall vermutlich nach regelmäßigen Saunabesuchen erworben (HABEDANK 2004, unpubliziert). Bis ein Filzlausbefall wahrgenommen wird, können 3-4 Monate vergehen (MAUNDER 1983).

Diese Läuseart kann als sozial relativ unsichtbar eingeordnet werden (MAUNDER 1983, HOFFMANN 1986). Nachweise bei Obdachlosen (MEINKING & TAPLIN 1996)

einschließlich aus Berlin (s. Abb. 4), während allgemeiner Untersuchungen von Patienten in Krankenhäusern (NUTTALL 1918), der Gesundheitsüberwachung beim Militär (monatliche mittlere Inzidenz von 42-59 Fällen je 100.000 jungen Soldaten im Verlauf von 20 Jahren, bei MIMOUNI et al. 2002) sowie weitere Datenerhebungen (PIERZCHALSKI et al. 2002) belegen ihre Präsenz.

4. Morphologische und biologische Charakteristik

Phthiraptera sind etwa 0,8 mm bis 6 mm groß, dorsoventral abgeplattet und insektentypisch gebaut (siehe Abb. 1-4). Am Caput befinden sich rudimentäre oder als Ommatidien angelegte Augen und ein 3-5gliedriges Antennenpaar. Der flügellose Thorax besteht aus unterschiedlich stark miteinander verschmolzenen Thoraxgliedern mit insgesamt 1-2 Stigmenpaaren und trägt die 3 Beinpaare. Mit den Extremitäten können sich die Phthiraptera optimal am Wirt festhalten und fortbewegen, die Beine sind dafür mit 1-2 Krallen, Haftläppchen oder je einer Klaue mit Tibialdaumen (Klammerbein) ausgestattet. Das Abdomen besteht aus mit 5-9 sichtbaren Segmenten mit jeweils seitlichen Stigmenpaaren. Die Behaarung der Körperoberfläche ist sehr unterschiedlich intensiv ausgeprägt.

Bei Mallophagen ist das mit beißend-kauenden Mundwerkzeugen ausgestattete Caput in der Regel breiter als das erste Thoraxsegment, ihre Mandibeln sind kräftig ausgebildet. Amblycera tragen am Caput zusätzlich 2-4gliedrige Maxillarpalpen. Das Abdomen von Amblycera und Ischnocera erscheint aufgrund ihrer Nahrungspräferenzen (z.B. Federteile, Hautschuppen und andere Hautderivate, aus verletzter Epidermis austretende Flüssigkeiten) abgesehen von äußeren Sklerotisierungen weißlich, gelblich bis hellbräunlich. Nehmen Arten auch Blut auf, an das sie z.B. durch das Anbeißen von Federkielen gelangen, erkennt man dies am entsprechend dunkler gefärbten, durch das Abdomen scheinenden Darm. Anoplura weisen mit ihren stechend-saugenden Mundwerkzeugen ein schmaleres Caput als das erste Thoraxsegment auf, sie haben vier einziehbare Stechborsten (Labium, Maxillen und Hypopharynx). Im Verdauungstrakt befindliches Blut ist entsprechend dem Stand der Blutverdauung ebenfalls rötlich bis bräunlich-schwarz durch die Körperoberfläche hindurch sichtbar (s. Abb.1). Als Besonderheit besitzen die Nahrungsspezialisten ein Mycetom mit Endosymbionten, die ihnen fehlende Nahrungsbestandteile (z.B. B-Vitamine) zur Verfügung stellen.

Als weiterführende Literatur zur Differentialdiagnostik wesentlicher Familien und Arten können u.a. empfohlen werden: FERRIS 1951, VON KELER 1963, ZLOTORZYCKA et al. 1974, KIM et al. 1986.

Die Entwicklung der Phthirapteren erfolgt aus Eiern über 3 sich morphologisch sehr ähnelnde, an Größe zunehmende Juvenilstadien zu den Imagines, die Stadien erscheinen nach jeweils einer Häutung. Nach der Begattung durch die Männchen legen die Weibchen innerhalb von etwa 24-48 Stunden ovale gedeckelte Eier (mit charakteristischen Aeropylen im Operculum) ab, die sie mit einer auf Amino- und Fettsäuren basierenden kittartigen wasserunlöslichen Substanz aus ihren akzessorischen Drüsen überziehen und an Haaren, Federn bzw. der Kleidung anheften.

4.1. *Pediculus*

Läuse der Gattung *Pediculus* haben eine relativ schlanke Körperform, der Thorax erscheint etwa so lang wie breit, das Abdomen kornförmig, seitliche Fortsätze am Abdomen fehlen. Alle 3 Beinpaare sind etwa gleich kräftig ausgebildet und mit jeweils einer Klaue und Tibialdaumen ausgestattet. Die Augen sind einfach gebaut. Einer konkaven Linse werden Licht bündelnde Eigenschaften zugeschrieben. In den Sehzellen vielzählig vorhandene Pigmentgranula weisen auf einen Adaptationsmechanismus hin, der die Lichtempfindlichkeit des Auges reguliert, sodass die Tiere v.a. auf die Lichtintensität und Richtung des Lichteinfalls reagieren (CHAIKA & MAZOKHIN-PORSHNYAKOV 1988). Die Läuse meiden in der Regel helle, beleuchetete Plätze, jedoch kann sich ihre Lichtscheu mit zunehmendem Hunger reduzieren (NUTTALL 1919a), so dass sie hungernd positiv phototaktisch reagieren (HASE 1915). So wandern z. B. hungrige Kleiderläuse direkt in den wärmenden Lichtkegel eines Binokulars (HABEDANK 2001, unpubliziert). Die Antennen enthalten taktile Haare und Chemorezeptoren, mit denen Hilfe sie auch den Geruch anderer Läuse bzw. deren Exkremente erkennen und ihre Artgenossen am Wirt finden können, sowie Thermorezeptoren und Hygrorezeptoren, so genannte „tuft organs" (BUSVINE 1944, SLIFER & SEKHON 1980, MUMCUOGLU et al. 1986, STEINBRECHT 1994). Bei einer Raumtemperatur von 25-28 °C reagierten Kleiderläuse im Abstand von 5-10 cm mit Unruhe auf die Nähe eines Menschen, wanderten aber erst bei einem Abstand von 2cm sicher auf ihn zu und auch dann, wenn seine Position geändert wurde (HASE 1915).

Die Unterscheidung zwischen Kopf- und Kleiderlaus erfolgt in der Praxis häufig nach ihrem Sitz, jedoch erlaubt dies aufgrund möglicher gemeinsamer Habitate nicht immer eine sichere Zuordnung. Wesentliche morphologische Unterschiede von Kopflaus (s. Abb. 1) und Kleiderlaus (s. Abb. 3) wurden nach BUXTON (1938, 1947), BUSVINE (1978), WEYER (1981), KIM et al. (1986) und RUPES et al. (1992) in Tabelle 1 zusammengefasst.

Pediculus-Männchen sind in der Regel etwas kleiner als Weibchen, das Hinterende des letzten Abdominalsegmentes ist abgerundet und leicht nach oben geneigt, an der ventral gelegenen Genitalöffnung ist die Spitze des sklerotisierten Pseudopenis sichtbar (Abb. 1a). Weibchen sind erkennbar am zweilappig endenden Abdomen (Abb. 3a), die Vaginalöffnung liegt ventral am 8. mit 2 Gonopoden ausgestatteten Abdominalsegment. Die Begattung kann jederzeit stattfinden und wurde gehäuft kurze Zeit nach Blutmahlzeiten beobachtet. Die Embryonalentwickung der Eier hängt von der Umgebungstemperatur ab und dauert unter Optimalbedingungen etwa 1 Woche. Eier und schlüpfende Juvenilstadien haben eine Größe von etwa 0,8-0,9 mm, die Häutung zum zweiten und dritten Juvenilstadium sowie zur Imago erfolgt optimal jeweils im Abstand von etwa 3-5 Tagen. Man geht davon aus, dass sich die klimaabhängige Entwicklung von Kopf- und Kleiderläusen nahezu gleicht.

Die meisten biologischen Daten liegen aufgrund ihrer vektoriellen Bedeutung von Kleiderläusen vor. Seit der Zeit des Ersten Weltkrieges wurden sie in großen Tierzahlen kontinuierlich weltweit in verschiedenen Laboratorien gezüchtet: durch Blutaufnahme am Menschen (HASE 1915, NUTTALL 1917a, HUTCHINSON 1918, WEIGL 1919, BUXTON 1940, CULPEPPER 1944, MACHEL & KRYNSKI 1976, SASAKI-FUKATSU et al. 2006), an Kaninchen (CULPEPPER 1948, BEN-YAKIR et al. 1994, MAUNDER 1983, KLASEN et al. 2006, SCHRADER et al. 2008), außerdem in vitro durch Ernährung mit Humanblutkonserven über künstliche Membranen (HABEDANK et al. 1999, HABEDANK & SCHRADER 2001, HABEDANK et al. 2002, HABEDANK et al. 2006a). Zuchten von Kopfläusen gab es wenige, da sie zunächst nur am Menschen ernährt werden konnten (u.a. LANG 1975, zit. aus BURGESS 2004; TAKANO-LEE et al. 2003b) und nicht an Ersatzwirten. In-vitro-Zuchtverfahren sind durch die mehrmals täglich erforderliche Blutaufnahme der Kopfläuse sehr aufwendig und waren manuell nur über wenige Tage zu praktizieren (Abb. 2, HABEDANK 1999 unpubliziert). Erst die Entwicklung einer automatisierten Fütterungsapparatur ermöglichte eine längerfristige Kopflaus-In-vitro-Zucht und die Etablierung auch resistenter Kopflausstämme unter Laborbedingungen in den USA (TAKANO-LEE et al. 2003a, b; JOON et al. 2010).

4.1.1. *Pediculus humanus capitis*

Kopfläuse bevorzugen einen Temperaturbereich von 28-29 °C; ihre Eier entwickeln sich optimal bei Temperaturen von 27-31 °C und einer relativen Luftfeuchtigkeit von 45-75 % (MOUGABURE CUETO et al. 2006). Die Läuse saugen etwa viermal täglich am Wirt für jeweils ungefähr 5 Minuten Blut. 8 h nach ihrer letzten Blutmahlzeit nahmen Weibchen etwa 0,17 mg und somit das 2,4fache von Männchen mit 0,07 mg Blut auf, Juvenilstadien benötigten im Mittel 0,04 mg Blut (SPEARE et al. 2006). Weibchen leben bis zu 36 Tage. Sie beginnen ab 14±4 h nach der Begattung mit der Eiablage, pro Tag werden etwa 3-7 Eier abgelegt, auch 6,6±3,9 Eier/d wurden beobachtet. Ingesamt werden im Mittel 90 Eier, höchstens bis etwa 140 Eier abgelegt. Aus den um 0,8 mm großen Eiern schlüpfen die Juvenilstadien etwa 7-8 Tage (bei 30-35 °C minimal 6 bis maximal 10 Tage) nach der Eiablage. Die weitere Entwicklung vollzieht sich über die Häutung zum zweiten Juvenilstadium nach 3-4 Tagen, zum dritten Juvenilstadium nach 5-7 Tagen und zur Imago nach etwa 8-11 Tagen; bei kontinuierlicher experimenteller Haltung am Arm dauert die Gesamtentwicklung von der Eiablage bis zur Imago 17 Tage (NUTTALL 1917a, BUXTON 1947, WEYER 1978, LANG 1975 zitiert in BURGESS 2004).

Hungrige Imagines bewegten sich im Experiment 9-10 cm/min und gesogene mit 11-13 cm/min schneller als Juvenilstadien fort und entfernten sich auf einer experimentellen Haarbrücke weiter als die juvenilen Läuse von ihrer Nahrungsquelle, sie werden daher als bedeutendste Infestationsstadien eines Neubefalls vermutet (TAKANO-LEE et al. 2005). Da sie an die gleich bleibenden Bedingungen am Menschen angepasst sind, werden Kopfläuse getrennt vom Menschen infolge von Austrocknung und fehlender Nahrung relativ schnell geschwächt, in Eiern kann die Embryonalentwicklung in Abhängigkeit von den Lagerungstemperaturen aber durchaus fortgesetzt werden.

Beobachtungen an 42 Kopfläusen (davon 12 Imagines) von befallenen Personen zeigten, dass die Tiere bei 20-30 °C im Mittel 27,4±13,6 h, 12 % bis 36-48 h und 5 % bis 48-55 h überlebten (CHUNGE et al. 1991). Bei 18 °C überlebten Läuse 35±1,7 h, bei 26 °C 24±1.8 h (LANG 1975 zitiert aus BURGESS 2004), bei 30 °C und 60-80 % relativer Luftfeuchtigkeit bis zu 50 h, wobei 60 % der Weibchen 36 h vital überlebten und anschließend wieder Blutnahrung aufnahmen (TAKANO-LEE et al. 2003b).

Wurden mit Eiern besetzte Haare bei 20 °C gelagert und über Nacht in einer Kammer jeweils für 8 h an einem Menschen befestigt, schlüpften innerhalb von 15-16 Tagen 59 % der Juvenilstadien (TAKANO-LEE et al. 2005). Bei Eiern verringerte sich bei kontinuierlicher Lagerung bei 26-27 °C und 50 % relativer Luftfeuchtigkeit die Schlupfrate um 50-60 %, die juvenilen Läuse schlüpften nach 8-17 Tagen. Von mindestens mittelalten Eiern, d.h. mit sichtbarem rotem oder schwarzem Augenfleck, schlüpften bei 27 °C und 45 % relativer Luftfeuchtigkeit im Mittel über 86 % (Lang 1975, zit. aus BURGESS 2004; MOUGABURE CUETO et al. 2006). Unter 24 h alte Kopflauseier schlüpften nicht bei konti-

nuierlicher Lagerung bei 23 °C; von mittelalten Eiern betrug die Schlupfrate bei 23 °C im Mittel über 40 %, bei 18 °C war aus Eiern im Früh-, mittleren und Spätstadium kein Schlupf juveniler Läuse zu beobachten (MOUGABURE CUETO et al. 2006).

4.1.2. *Pediculus humanus humanus*

Kleiderläuse entwickeln sich optimal im Temperaturbereich von 28-32 °C und bei einer relativen Luftfeuchtigkeit um 60-75 % (NUTTALL 1917a, CULPEPPER 1946). Am Menschen nehmen Kleiderläuse täglich etwa 3-4 Blutmahlzeiten auf, tolerieren aber Nahrungsabstände bis 24 h. Die Gesamtdauer der täglichen Blutaufnahme beträgt etwa 20 Minuten. Nach MARTINI 1952 nehmen Weibchen bei 1-2 Blutmahlzeiten je Tag am Menschen ca. 0,7-1,1 mg Blut auf, Männchen etwa 0,3 mg. Bei experimentellen In-vitro-Fütterungen von Läusen eines an Kaninchenblut adaptierten Stammes saugten junge Kleiderlaus-Weibchen 24 h nach ihrer letzten Blutmahlzeit von frischem Humanblut etwa 1,6-1,8 mg und somit das 2,4-2,7fache von jungen Männchen mit 0,7 mg Blut, erste Juvenilstadien von Humanblutkonserven im Mittel etwa 0,07-0,09 mg (HABEDANK et al. 1999). Die Entwicklungsdauer vom Ei bis zur Imago bei experimenteller Haltung am Menschen betrug gemäß NUTTALL (1917a) 16-17 Tage. Die Entwicklung vom ersten Juvenilstadium vollzog sich unter naturnahen Bedingungen (16 h am Körper : 8 h Lagerung in der Umgebung) zum zweiten Juvenilstadium innerhalb von 5-9 Tagen, zum dritten Juvenilstadium in 9-14 Tagen und zu Imagines in 15-20 Tagen und kann aufgrund jahreszeitlicher Schwankungen in unbeheizten Räumen 12-26 Tage dauern (BUXTON 1940). Bei konstanten Haltungsbedingungen von 30-31 °C, 75 % relativer Luftfeuchtigkeit und mindestens drei täglichen Blutaufnahmen an Kaninchen oder am Menschen benötigen Kleiderläuse etwa 4-5d bis zum Schlupf der des zweiten Juvenilstadiums, 7-8d bis zum dritten Juvenilstadium und 10-11d bis zur Imaginalhäutung (CULPEPPER 1948, GOODING 1963). Bei 35 °C erfolgte die Häutung zur Imago bereits nach 8 Tagen (MARTINI 1952).

Kleiderläuse konnten bei einer dem natürlichen Befall ähnlichen, kontinuierlichen Haltung am Menschen (23 h am Arm : 1 h Abnahme) im Mittel 7-11 Eier/Weibchen (≤14 Eier) am Tag ablegen, insgesamt im Mittel 104±12 (8-232) und maximal 272–329 Eier je Weibchen (NUTTALL 1917a, HUTCHINSON 1918, BUXTON 1940). BUXTON (1940) beobachtete bei 16 h Haltung am Menschen und 8 h nächtlicher Ablage der Läuse bei Raumtemperatur Eiablagen von noch immer 4,4 Eiern je Weibchen. Nach Hungerintervallen ab über 36 h bei 30 °C und einer relativen Luftfeuchtigkeit von 75 % reduzierten sich die Anzahl der abgelegten Eier sowie die Schlupfrate erheblich. Wenn Imagines unter diesen Bedingungen über 3 Tage hungerten, wurden nach der erneuten Blutaufnahme nur vereinzelt Eier abgelegt, aus denen keine Läuse schlüpften (GOODING 1963). Nach regelmäßiger Fütterung am Menschen und Inkubation der Läuse bei 32 °C lag die Schlupfrate aus den Eiern bei 93-96 %; Imagines überlebten bis höchstens 36 Tage (KRYNSKI et al. 1974). BUXTON (1940) beobachtete bei Weibchen eine Überlebensdauer von im Mittel 25,6-28,8 (3-60) Tagen und Männchen von 28,4-32,4 (6-52) Tagen .

Am Körper eng anliegende Kleidung beeinträchtigt die Läuse nicht: Vollgesogene Weibchen hielten unbeschadet die Druckbelastung von im Mittel 584g und hungrige Weibchen von 1352g aus, hungernde Männchen und Juvenilstadien entsprechend um 1100g und 700g (HASE 1915). Läuse und Eier können aber auch an äußeren Kleidungsstücken auffindbar sein. 2 h nach experimentellen Infestationen am Rücken von Testpersonen wurden Läuse sowohl im inneren und äußeren Kleidungsbereich von Hemd und kurzer Hose wieder gefunden sowie auch am Genitalhaar. Sie entfernten sich im Mittel etwa 30cm vom Ort des Aussetzens am Rücken (BUSVINE 1944). Nach körperlicher Aktivität, verbunden mit Schwitzen, erhöhte sich die Anzahl wandernder Imagines und juveniler Läuse und bestätigte Beobachtungen aus der Praxis, dass sich mit zunehmender Körpertemperatur die Aktivität der Läuse erhöht (BUSVINE 1944). Erhöhte sich die Temperatur in der Kleidung auf mindestens 35 °C, wanderten Kleiderläuse in äußere Kleidungsschichten. Läuse von fieberhaften Personen können diese verlassen und z. B. auf im gleichen Bett liegende Personen überwandern (NUTTALL 1917a, BUSVINE 1944). Legt man mit Kleiderläusen befallene Kleidung ab, bleiben die Läuse oft relativ inaktiv, soweit ihnen die Umgebungsbedingungen nicht unbehaglich sind. Wandern sie aus, können sie sich bei 20 °C etwa 23 cm/min fortbewegen (HASE 1915, BUSVINE 1944). HASE schloss aus seinen Beobachtungen zur Wanderfähigkeit (u.a. selbst durch Sand), dass Kleiderläuse aufgrund ihres zur Wirtsfindung nicht gut ausgeprägten Geruchsvermögens einen neuen Wirt eher durch ihre Wanderfähigkeit finden.

Bei Temperaturen um 30-35 °C überlebten am Menschen gezüchtete Kleiderläuse ≤ 3 Tage, bei 24 °C ≤4 Tage, bei 10-15 °C 7-10 Tage (HASE 1915, NUTTALL 1917a, LEESON 1941, BUXTON 1947) an Kaninchen und nur eine einmaligen Blutaufnahme je Tag adaptierte Kleiderläuse hingegen deutlich länger. Die Überlebenszeiten der Läuse reduzierten sich, als Läuse verletzt waren oder gar Extremitäten fehlten (MUMCUOGLU et al. 2006). Solche Verletzungen wurden z. B. bei einigen Kopfläusen als Folge des Auskämmens mit einem Läusekamm beobachtet (CHUNGE et al. 1991).



Abb. 5: Stichreaktion nach Kleiderlausbefall.

Verbleiben die Eier im Temperaturbereich unter dem Optimum, verzögert sich ihre weitere Entwicklung bis zum Bereich von 22-25 °C, einhergehend mit einer zunehmenden Reduktion der Schlupfrate juveniler Läuse. Bei 25 °C dauerte die Embryonalentwickung im Mittel 16 (13-19) Tage; unter 22 °C stagnierte die Entwicklung und ein Schlupf war nicht mehr möglich, wenn die Eier nicht rechtzeitig wieder in den Bereich um die Optimaltemperatur oder bis etwa 37 °C zurück überführt wurden. Bei 37 °C dauerte die Embryonalentwicklung nur 5-7 Tage, die thermale Obergrenze wird für die Larvalentwicklung mit 38-40,5 °C angegeben (HASE 1915, NUTTALL 1917a, LEESON 1941, CULPEPPER 1944, MACHEL & KRYNSKI 1976).

4.2. *Pthirus pubis*

Die Filzlaus *Pthirus pubis* ist mit ≤2,5 mm kleiner als *Pediculus humanus*, Thorax und Abdomen haben eine breite gedrungene Form und mit ihren weit seitlich angelegten Beinen kann sie grob an eine Krabbe erinnern (engl.: „crab louse“). Markant sind zudem die seitlichen Abdominalzapfen an den letzten 4 Abdominalsegmenten (Abb. 4). Das erste Beinpaar ist schwach und seine Klauen sind sehr schmal ausgebildet, das zweite und dritte Beinpaar dienen als kräftige Greifarme und haben ebenso kräftig ausgebildete Klauen, so dass *Pthirus* bevorzugt zwischen den Haaren sitzt und sich mit den Greifarmen seitlich an den Haaren fixiert. Zwischen Haaren bewegen sie sich fort, indem sie sich seitlich immer an einem Haar festhalten. Die Eier haben im Gegensatz zu *Pediculus* ein haubenartig vorgewölbtes Operculum, in diesem befinden sich 14-19 Aeropylen.

Dokumentationen über experimentelle Haltungen und Zuchten von *Pthirus pubis* gibt es wenige (u.a. von NUTTALL 1918 und BURGESS et al. 1983), da sie bisher nur am Menschen möglich sind. Daher liegen nur wenige biologische Daten über diese Läuse vor. Man geht davon aus, dass sich *Pthirus* und *Pediculus* in ihrer Biologie sehr ähneln, wesentliche Unterschiede liegen im Habitat und Verhalten der Läuse.

Pthirus pubis sind am Wirt relativ immobil. Der Saugakt beginnt wenige Minuten nach der Befestigung in der Haut, es wechseln sich minutenlange Phasen der langsamen Blutaufnahme und Defäkation ab mit Ruhephasen, so dass die Befestigung und Blutaufnahme viele Stunden dauern kann. Beobachtete erste Juvenilstadien hielten sich an den ersten 1-2 Tagen nur an einem Haar fest und fixierten sich bis 5 Tage mit ihren Mundwerkzeugen an einer Stelle, unterbrochen wurde dies nur kurzzeitig. Die Läuse bewegen sich am Körper nur eingeschränkt aktiv fort, beobachtet wurden tägliche Wanderstrecken ≤ 10cm. Auf Lichtreize reagierten die Läuse zwar mit Unruhe, ließen aber ihre Befestigungsstelle nicht los (NUTTALL 1918, BURGESS et al. 1983). *Pthirus* wird daher voraussichtlich häufiger passiv übertragen als *Pediculus*. Filzläuse sind nach Verlassen des Wirtes besonders hilflos: An anderen Substraten als haarartigen Strukturen können sie sich praktisch nicht fortbewegen (NUTTALL 1918).

Da Weibchen im Gegensatz zu *Pediculus* eine Spermatheca besitzen, kann eine einmalige Begattung zur Befruchtung aller Eier ausreichend sein (BURGESS et al. 1983). Begattete Weibchen werden daher als bedeutendstes Infestationsstadium angesehen. Ein Weibchen legt etwa 3 Eier/Tag ab, insgesamt wurden 26 Eier bei einem Weibchen beobachtet, jedoch wird ein Potential von mindestens 50 Eiern vermutet. Die Eiablage erfolgt meist einzeln in unmittelbarer Hautnähe (meist ≤ 0,5 mm) an der Haarbasis. Die Juvenilstadien schlüpfen am Menschen nach 6-8 Tagen. Die Häutung zu zweiten Juvenilstadien wurde am Menschen nach 5-6 Tagen beobachtet, zu dritten nach 9-10 bzw. 11-12 Tagen und zu Imagines nach 13-17 Tagen. Bei experimenteller Fütterung am Bein überlebten Imagines 17-22 Tage. Die Temperaturabhängigkeit entspricht etwa der von *Pediculus*. Bei 20 °C überlebten Filzläuse vereinzelt bis 26 h und weniger als 42 h (NUTTALL 1918).

5. Medizinische Bedeutung

5.1. Schadwirkung als Ektoparasiten

Die Befallsintensität der Wirte mit den meisten Läusearten ist relativ gering, ebenso ist die Befallsextensität einer Wirtspopulation oft nicht sehr hoch. Aufgrund ihrer Größe und limitierten Nahrungsaufnahme bedarf es häufig eines länger anhaltenden Befalls mit Phthirapteren oder einer hohen Befallsintensität, bevor der Befall bemerkt wird und für den Wirt zu ernsthaften

Schäden führt. Der Juckreiz, hervorgerufen durch Speicheldrüsensekrete und Exkremente kann unterschiedlich stark wahrgenommen werden; Kratzreaktionen, eine Beunruhigung der Wirte und Sekundärinfektionen können die Folge sein. Unbehandelt verlaufen die Parasitosen oft subklinisch, chronisch und leistungsmindernd.

Kopflausbefall: Der Blutverlust durch Kopflausbefall ist unerheblich. Bei einem geschätzten Befall mit 10 Weibchen, 10 Männchen und 10 Juvenilstadien würde der Blutverlust bei dreimaliger Blutaufnahme der Läuse je Tag etwa 0,008 ml Blut betragen. Selbst bei einem sehr selten auftretenden äußerst starken Kopflausbefall mit etwa 2600 Läusen würden nur etwa 0,7 ml Blut je Tag entzogen werden (SPEARE et al. 2006). Die nachgewiesene Größe der Kopflauspopulationen ist in Abhängigkeit von der Feststellung des Befalls, der bisherigen Bekämpfungsmaßnahmen und der Untersuchungsmethode jedoch sehr unterschiedlich: Bei etwa 66–78 % der Infestationen wurden bei Untersuchungen nur ≤ 10 Läuse nachgewiesen, bei etwa 17-19 % 11-20 Läuse, nur bei etwa 3-17 % über 20 Läuse; der Anteil von Personen mit über 100 Läusen lag meist unter 10 %. Je Weibchen waren im Mittel 4-10 juvenile Läuse an den Köpfen nachweisbar (BUXTON 1941, MUMCUOGLU et al. 2007).

Leitsymptom ist infolge der mehrmals täglichen Stiche im Kopfbereich unterschiedlich stark ausgeprägter Juckreiz, der intensiv bis sehr schwach wahrgenommen wird. Die Stichstellen sind zunächst als etwa 1 mm große Rötungen wahrzunehmen, später kommt es zur Bildung urtikarieller Papeln. Der Juckreiz setzt etwa 24-48 h nach dem Stich ein. Kratzreaktionen können zu Exkoriationen, Okzipitaldermatitis, fortschreitender Impetiginisation und Krustenbildung führen, sowie über Sekundärinfektionen eine nässende Dermatose und Schwellung regionaler Lymphknoten hervorrufen. Der sehr seltene Extremfall eines Kopflausbefalls tritt beim Bild eines „Weichselzopfes“ auf – einer Verklebung von Haaren mit Krusten der entzündeten Kopfhaut und ggf. Hautwucherungen. Seine Entstehung ist nach WEYER (1978) an langfristig anhaltenden Läusebefall gebunden, verbunden mit unzureichender Hygiene oder auch krankhafter Indolenz.

Kleiderlausbefall: Mehrmals tägliche Läusestiche am Körper können Juckreiz und Folgereaktionen ähnlich wie bei Kopflausbefall hervorrufen (Abb. 5), Ekzeme und in seltenen Fällen eitrige Geschwüre. Bei starkem und anhaltendem Befall kann ein Bild der *Cutis vagantium* entstehen – eine verdickte und bräunlich hyperpigmentierte „Vagabundenhaut“. WEYER 1978 weist zudem auf allergische Reaktionen auf Läuse und deren Kot hin sowie Entzündungen der Augenbindehaut durch den staubigen Läusekot.

CULPEPPER (1944) brachte wöchentlich 30.000-40.000 Kleiderläuse an 1-2 Tagen /Woche an Testpersonen zur Blutaufnahme, bedeutende krankhafte Veränderungen beobachtete er bei der Mehrzahl der Testpersonen nicht. Einige Testpersonen zeigten nach der Läusefütterung keinerlei sichtbare Hautreaktionen, sie beschrieben nur ein leichtes vorübergehendes Juckgefühl. Andere Testpersonen entwickelten eine leichte bis deutliche Dermatitis, die 2-3 Tage anhielt. Nur wenige Personen reagierten so schwer, dass sie nicht mehr als Blutspender für die Kleiderläuse dienen konnten, sie erholten sich innerhalb von 7-10 Tagen wieder. 40 Testpersonen konnten so, ohne direkte Krankheitssymptome auszuprägen, für Perioden von 6-18 Monaten für die Kleiderlaus-Fütterungen herangezogen werden.

Daten zur natürlichen Befallsintensität von Menschen mit Kleiderläusen liegen nur wenige vor. CULPEPPER (1948) sammelte 594 Imagines und außerdem juvenile Läuse von einem Vagabunden in Washington und fütterte die Imagines experimentell im Labor: Innerhalb von 9 Tagen wurden 9474 Eier abgelegt. MARTINI (1952) erwähnt als Beispiel sehr hoher Befallszahlen mit Kleiderläusen „16.000 in einem Hemd“.

Filzlausbefall: Durch das mehrstündige Befestigen der Läuse können als Reaktion auf die Speichelabgabe bläuliche Verfärbungen entstehen – charakteristische Maculae caeruleae. Der Juckreiz wird von leicht bis sehr stark beschrieben, durch Kratzreaktionen können auch hier Ekzeme entstehen.

Beim mit Filzläusen befallenen sexuell sehr aktiven erwachsenen Personenkreis sollte vorsorglich diagnostisch auch an sexuell übertragbare Krankheiten gedacht werden (FISHER & MORTON 1970, PIERZCHALSKI et al. 2002, LEONE 2007).

5.2. Schadwirkung als Vektoren

Auch wenn der Läusebefall des Menschen bereits von PLINIUS (1. Jh n. Chr.) als für den Menschen durchaus als tödlich endend eingeordnet wurde, erforschte man die Ätiologie der durch Läuse übertragenen Infektionskrankheiten und ihren Überträger erst intensiv seit dem ersten Weltkrieg (u.a. HASE 1915; NUTTALL 1917a,1919; HINDLE 1917, 1919; BUXTON 1940; CULPEPPER 1948).

Die Kleiderlaus als Hauptüberträger von *Rickettsia prowazekii* (Erreger des Fleckfiebers), *Borrelia recurrentis* (Erreger des Rückfallfiebers) und *Bartonella quintana* (Erreger des Wolhynschen Fiebers) war in früheren Kriegs- und Krisenzeiten weit verbreitet und als Vektor für eine große Anzahl von Todesfällen in Armeen verantwortlich, wie Fleckfieber-Ausbrüche in der Napoleonischen Armee auf dem Rückzug aus Russland 1812

(RAOULT et al. 2006) sowie während der Zeit des 1. und 2. Weltkrieges. Aber auch in der Bevölkerung waren Läuse und Krankheiten verbreitet – so z. B. in der russischen Bevölkerung in der Zeit um den 1. Weltkrieg. Auch der Fleckfieber-Forscher VON PROWAZEK erlag der Infektion im Jahr 1915. Historisch liegen damit zahlreiche indirekte Hinweise auf den ursächlich mit diesen Infektionen verbundenen Kleiderlausbefall vor.

Kleiderlausbefall und damit verbundene Infektionskrankheiten können auch gegenwärtig auftreten, wenn Menschen unter hygienisch unzureichenden Bedingungen leben. In den 90er Jahren gab es in mehreren afrikanischen Ländern gehäuft Fleckfieberfälle, die in einer Epidemie mit nahezu 45000 Erkrankungsfällen gipfelten, wobei in einem Fall Fleckfieber von Algerien auch nach Frankreich importiert wurde. Auch Rückfallfieber und Wolhynsches Fieber wurden wiederholt in afrikanischen Ländern diagnostiziert (RAOULT et al. 1998, NIANG et al. 1999, FOURNIER et al. 2002). Nachgewiesen wurden alle 3 Erreger auch in Peru (RAOULT et al. 1999). *Bartonella quintana* ist auch unter Obdachlosen europäischer Länder, der USA und Japans verbreitet (TARASEVICH et al. 1998, RAOULT et al. 1999, ROUX & RAOULT 1999, FOUCOULT & RAOULT 2000, FOURNIER et al. 2002, SASAKI et al. 2002). Gefährlich werden diese Infektionskrankheiten v.a. in Regionen mit unzureichender medizinischer Versorgung und unter HIV-Infizierten.

Übertragen werden die Infektionen durch das Zerdrücken der Läuse und Einbringen der Erreger in Wunden (z. B. beim Kratzen), aber auch mit den Fäzes werden lebende Erreger ausgeschieden – nachgewiesen für *Borrelia recurrentis* (HOUHAMDI & RAOULT 2005) sowie *Bartonella quintana* (SEKI et al. 2007). Dass Kopf- und Filzläuse diese Erreger ebenfalls übertragen können, wurde experimentell belegt (u.a. WEYER 1952, MURRAY & TORREY 1975, WEYER 1978). Bei Doppelinfestationen mit Kopf- und Kleiderläusen waren wiederholt Kopfläuse infiziert, wie in Nepal mit *Bartonella quintana* (SASAKI et al. 2006). ROBINSON et al. (2003) weisen darauf hin, dass die Rolle von Kopfläusen als mögliche Vektoren von *Rickettsia prowazekii* durch die besondere Berücksichtigung der Kleiderläuse bisher unterschätzt worden sein kann, da Bekämpfungsmaßnahmen oft auch auf Kopfläuse zielten. Auch die genetischen Erkenntnisse über Kleider- und Kopfläuse (siehe Kapitel 2) mahnen, das vektorielle Potenzial der Kopfläuse nicht zu unterschätzen. Insgesamt zeigte die Praxis bislang jedoch, dass Kopfläuse als Vektoren vergleichsweise unbedeutend sind.

Kleiderläuse werden außerdem als mögliche Überträger des Pest-Erregers *Y. pestis* in Europa während früherer Pandemien diskutiert. Gemäß paleomikrobiologischen Untersuchungen wurden frühere Pestausbrüche in Europa durch *Y. pestis* Biovar *orientalis* verursacht. Experimentell konnte nun am Kaninchenmodell gezeigt werden, dass Kleiderläuse in der Lage waren, die Biovare *orientalis*, *antiqua* und *medievalis* von infizierten Kaninchen aufzunehmen. An den Folgetagen infizierten die Läuse während der täglichen Blutmahlzeiten gesunde Kaninchen mit Biovar *orientalis*. Erreger dieses Biovars ließen sich auch aus dem Kot der Läuse anzüchten (AYYADURAI et al. 2010).

Ausführlicher werden die durch Läuse übertragenen Infektionskrankheiten des Menschen von weiteren Autoren dieses Buches besprochen.

Unter den Haarlingen sei als Überträger von Helminthen der Hundehaarling *Trichodectes canis* (DE GEER, 1778) aus der Unterordnung Ischnocera, Fam. Trichodectidae KELLOGG 1896, hervorgehoben, der neben dem Hundefloh *Ctenocephalides canis* (CURTIS, 1826) und dem Katzenfloh *Ct. felis* (BOUCHÉ, 1835) als Zwischenwirt des Hundebandwurms *Dipylidium canium* (LINNAEUS, 1758) fungieren kann. Der Bandwurm ist auch auf den Menschen als Endwirt übertragbar und wurde als Zoonoseerreger eingeordnet (HIEPE & BUCHWALDER 1992).

Weitere Läuse-, Haarlings- und Federlingsarten haben ausschließlich veterinärmedizinische Bedeutung. Einige Mallophagen-Arten sind Zwischenwirte von Helminthen, als Beispiel für die Übertragung von Viren sei der Pferdehaarling *Werneckiella equi* (DENNY, 1842) aus der Fam. Trichodectidae als Vektor des Virus der Equinen infektiösen Anämie (Retroviridae: Lentivirus) genannt. Das durch Mallophagenbefall erzeugte Krankheitsbild ist durch Beunruhigung der Tiere, Juckreiz, Alopezie, Entstehung von Scheuerwunden sowie Leistungsminderungen geprägt. Als Beispiel besonderer wirtschaftlicher Bedeutung sind Wollverluste in der Schafhaltung zu nennen, ausgelöst durch Befall mit dem Schafhaarling *Bovicola ovis* (SCHRANK, 1781) aus der Familie Trichodectidae.

6. Bekämpfung

Tiere wenden zur Bekämpfung ihrer phthirapteren Ektoparasiten einfache Methoden an, die zumindest zur Reduktion des Befalls führen können: Sie suhlen sich oder baden im Sand – wie dies PLINIUS bei „Fasanen... mit Staub" beobachtete (PLINIUS, Übersetzung KÜLB 1853), und putzen sich selbst oder gegenseitig. Primaten entlausen sich gezielt, häufig werden gefundene Läuse oral aufgenommen. Von einigen Ureinwohner-Stämmen Südamerikas ist dies bis heute bekannt. Von den Alten Ägyptern sind gezielte hygienische Maßnahmen überliefert, die auch Läusebefall eindämmen: Neben der

Benutzung feingliedriger Kämme trugen sie möglichst frisch gewaschene Leinenkleidung. Die Priester entfernten etwa alle 2 Tage sämtliche Körperhaare „damit sich bei den Dienern der Götter keine Laus oder anderes Ungeziefer festsetzen kann" und badeten mehrmals täglich (HERODOT, in HAUSSIG 1971).

Moderne strategische Grundprinzipien der Parasitenbekämpfung, die auch auf die Bekämpfung von Phthirapteren zutreffen, werden von HIEPE & DAUGSCHIES (2005) zusammengefasst. Einen aktuellen Überblick zur Bekämpfung veterinärmedizinisch bedeutsamer Phthirapteren geben u.a. ECKERT et al. (2005) und SCHNIEDER (2005). Ziel der Bekämpfung von Phthirapteren einschließlich der Läuse des Menschen ist nicht die Reduzierung (Schadschwellenprinzip), sondern die Tilgung der Parasiten, d.h. ihre vollständige Beseitigung. Diese ist notwendig, um die Gesundheit des Wirtes wieder herzustellen sowie im Falle vektoriell übertragbarer Krankheiten eine Erregerübertragung zu unterbinden. Der Maßnahmenkomplex einer erfolgreichen Bekämpfungsstrategie basiert auf der Kenntnis des Lebenszyklus und der Biologie der betroffenen Phthiraptera-Art, ihres Wirtsspektrums, der Übertragungswege, ihrer Verbreitung sowie der Anwendung wirksamer Antektoparasitika. Als Verbreitungsebenen müssen insbesondere die Lebens- und Kontaktgemeinschaften Berücksichtigung finden (z. B. Familienangehörige, Personen in Gemeinschaftseinrichtungen, bei Tierparasiten der Tierbestand) und dabei auch höhere räumliche oder organisatorische Ebenen einbezogen werden. Wesentliche Schwerpunkte der Bekämpfung der Läuse des Menschen werden im Folgenden erläutert.

6.1. Prävention

Zur Prävention dienen Maßnahmen der Information und Aufklärung, Kommunikation über im Umfeld aufgetretenen Läusebefall, vor allem bei engeren Kontaktpersonen, sowie präventive Läusekontrollen. In Deutschland ist im Infektionsschutzgesetz verankert, dass verlauste Personen, die Gemeinschaftseinrichtungen besuchen, diese erst wieder betreten dürfen, wenn die Weiterverbreitung einer Verlausung durch sie nicht mehr zu befürchten ist (IfSG – Gesetz zur Verhütung und Bekämpfung von Infektionskrankheiten beim Menschen vom 20. Juli 2000). Präventive Kopflauskontrollen sollten nicht nur anlassbezogen vorgenommen werden. Zu empfehlen sind synchrone Läusekontrollen v.a. bei Besuchern von Gemeinschaftseinrichtungen. In Großbritannien wurde beipielsweise zu „bug busting days" aufgerufen – präventiven Untersuchungen an speziell ausgewiesenen Tagen im Jahr (IBARRA et al. 2006). In argentinischen Schulen erwies es sich bereits als hilfreich, Eltern vor den Sommerferien bekannt zu geben, dass ihre Kinder nach den Ferien von geschultem Personal auf Kopflausbefall untersucht werden, um die Befallsrate der Schüler zum Schulbeginn zu reduzieren (VASSENA et al. 2006).

Ein neuer Weg der Prävention könnte sich perspektivisch durch die Entwicklung eines Impfstoffes gegen *Pediculus humanus* eröffnen. Mit der Charakterisierung von Verdauungsenzymen und deren kodierenden DNA wurden hierfür erste Schritte unternommen (u.a. KOLLIEN et al. 2004).

6.2. Diagnostik

Die Diagnose eines Läusebefalls erfolgt durch den Nachweis vitaler Läuse bzw. lebender Eier. Kopflausbefall lässt sich mit Hilfe eines Läusekamms effektiver und schneller feststellen als nur durch eine manuelle Inspektion (MUMCUOGLU et al. 2001). Insbesondere bei längerem oder lockigem Haar kann die Anwendung einer Haarspülung das systematische Durchkämmen des Kopfhaares erleichtern. Für den Erstnachweis eines Kopflausbefalls benötigt man mit einem Läusekamm in der Regel eine Kontrollzeit von mindestens 5 Minuten (MUMCUOGLU 1999). Bei geringer Befallsintensität (möglich auch als Resultat einer Mittelanwendung ohne Befallstilgung) kann dies mehr Zeit in Anspruch nehmen: nach Kontrollzeiten von über 20 min (BAILEY & PROCIV 2000) bis etwa 45 min mittels Läusekamm (HABEDANK & KLASEN 2006a) wurden weitere Läusestadien gefunden. Wichtig ist die Unterscheidung vitaler Eier (aktiver Läusebefall, Abb. 6a, 7a) von weißlich-perlmuttartig bis schmutzig erscheinenden leeren Eihüllen (Nissen; Abb. 6b, 7b) sowie abgestorbenen Eiern mit oftmals verschlossenem Operculum (früherer Läusebefall). Diese haften ebenfalls lange am Haar und wachsen mit ihm aus (Abb. 8a), da sie sich in der Regel nicht auswaschen und nur schwer auskämmen lassen: Die Kraft zum Entfernen von Kopflauseiern von den Haaren korreliert mit der Länge ihres Zylinderschaftes, und weiter von der Haarwurzel entferntere (in der Regel auch ältere) Eier lassen sich meist etwas leichter entfernen, lebende Eier hingegen selbst mittels Läusekamm vergleichsweise schwerer (LAPEERE et al. 2005, SPEARE et al. 2007). Personen, bei denen trotz gründlicher Untersuchung des Kopfhaares keine vitalen Läuse nachweisbar sind und sich Kopflauseier am Haar ausschließlich unter 1 cm von der Kopfhaut entfernt befinden, sollten daher nicht als aktiv mit Kopfläusen befallen gelten, aber auch nicht pauschal als ehemals befallen eingeordnet werden (siehe auch BAILEY & PROCIV 2000). Hier sind in der Folgezeit weitere diagnostische Nachkontrollen (bis etwa 4 Wochen) zu empfehlen (siehe auch MUMCUOGLU et al. 2007). Wurde ein Kopflausbefall festgestellt, sollte auch die Infestationsquelle gesucht



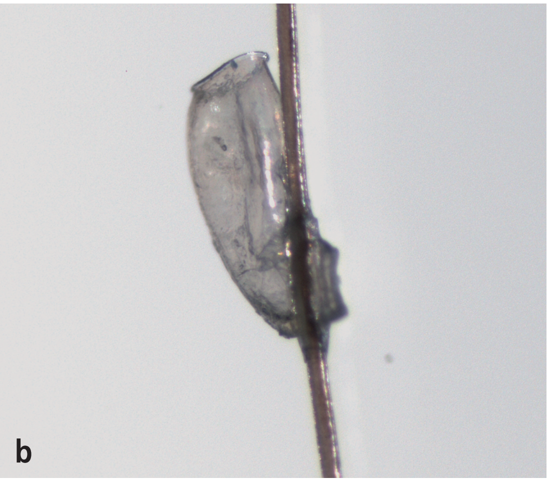


Abb. 6: Kopflaus-Eier: (**a**) vitales Ei, Spätstadium der Embryonal - entwicklung (mit Augenfleck), (**b**) leere Eihülle

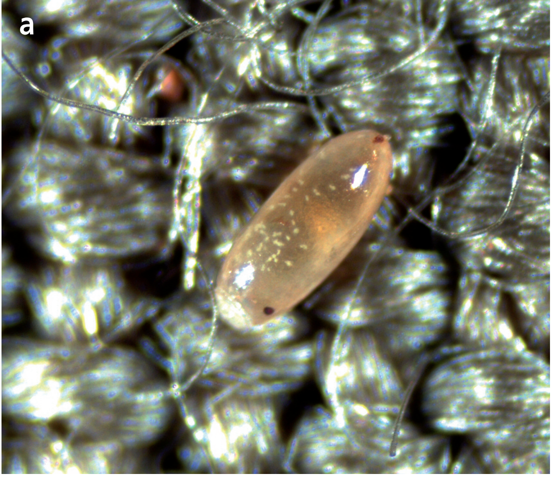




Abb. 7: Kleiderlaus-Eier: (**a**) vitales Ei, Spätstadium der Embryonalentwicklung (mit Augenfleck), (**b**) leere Eihüllen.

und deren und eigene weitere engere Kontaktpersonen informiert werden, um Läuse schnell zu finden, eine ggf. noch nicht erfolgte Therapie einzuleiten und somit eine Weiterverbreitung der Kopfläuse zu unterbinden.

Das Kämmverfahren mit einem Läusekamm hat sich zur Diagnostik eines Kopflaus-Erstbefalls, zum Auskämmen von Läusen unmittelbar nach einer Mittelanwendung und zur Überprüfung des Bekämpfungserfolges bewährt. Als begleitendes Verfahren zur Anwendung eines Kopflausmittels sollte es auch wiederholt zwischen zwei Behandlungen angewandt werden, um ggf. überlebende Läuse zu finden und nachschlüpfende Juvenilstadien zu entfernen. Als alleiniges Verfahren zur Tilgung von Kopfbefall ist Kämmen jedoch oft nicht ausreichend, wie Studien mit Heilungsraten um 38-57 % zeigten (ROBERTS et al. 2000, HILL et al. 2005). Insbesondere bei stärkerem Läusebefall und längerem oder lockigem Haar ist zu erwarten, dass auch wiederholtes Kämmen nicht sicher zur Beseitigung des Läusebefalls führt.

6.3. Therapie

Zur Therapie mit dem Ziel der Läusefreiheit werden Mittel und Verfahren mit 100 %iger Wirksamkeit gegen die Läuse benötigt (HOFFMANN 1981, 1982; BURGESS 2004).

Heißluftverfahren mit einer Temperatur über 55 °C (GOATES et al. 2006) reduzieren Kopflausbefall, können aber auch Kopfhaar und -haut schädigen. Ein einfaches Verfahren zur Kopflausbekämpfung ist die vollständige Entfernung des Kopfhaares, bei dem den Läusen ihr Habitat entzogen wird und die Kopflausstadien zugleich entfernt werden. Noch MARTINI 1952 empfahl dies zumindest für Männer. Dieses die Persönlichkeit entstellende Verfahren stigmatisiert allerdings die behandelten Personen. Da es aber kostengünstig ist, wird es durchaus noch in Krisenzeiten, in armen Ländern, bei manchen großen Zwangsgemeinschaften (Armeeangehörige, Gefangene) angewandt sowie auch in europäischen Ländern bei besonderen Problemfällen (s. Abb. 8a).

Üblich ist zur Bekämpfung die Ausbringung von Mitteln mit Läuse abtötender Wirkung (v.a. Arzneimittel, auch Medizinprodukte), die in ihrer Wirkungsweise, ihrer Wirksamkeit auf die Läusestadien und ihrer Anwendung erhebliche Unterschiede aufweisen können. Man geht davon aus, dass sich analog der Biologie von Kopf- und Kleiderlaus auch die Sensitivität nicht gegen Insektizide resistenter oder toleranter Läuse gegenüber Pedikuliziden nicht oder nicht wesentlich voneinander unterscheidet (HOFFMANN 1986, MUMCUOGLU 1999, DOWNS et al. 2000, MOUGABURE CUETO et al. 2006).

Von den bisher bekannten Insektiziden ist praktisch keines in der Lage, bei einer einmaligen Behandlung

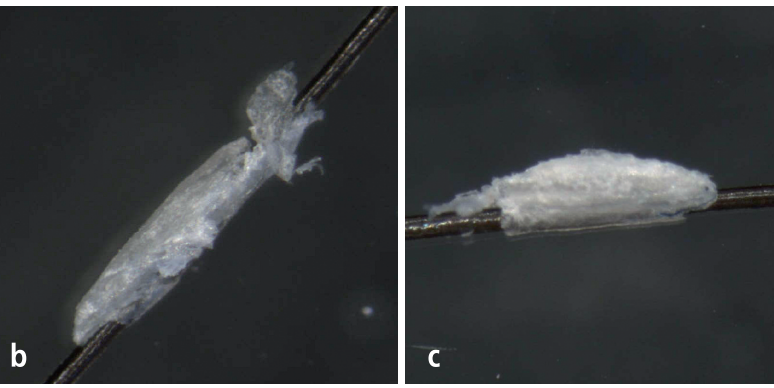
auch die Läuseeier sicher zu 100 % abzutöten (u.a. MUMCUOGLU 1999). Daher müssen Anwendungen von Kopflausmitteln grundsätzlich wiederholt werden. Optimal erfolgt dies, nachdem aus überlebenden Eiern die letzen Juvenilstadien geschlüpft sind und bevor die ersten Weibchen der neuen Generation mit der Eiablage beginnen. Bei Kopflausbefall ist daher nach 8-10 Tagen, optimal nach 9-10 Tagen, der beste Zeitpunkt für die Abschlussbehandlung. MUMCUOGLU 1999 rät, bei intensivem Nachschlupf juveniler Läuse bereits an Tag 5 eine Zwischenbehandlung vorzunehmen. Sollten Mittel einer Wirkstoffgruppe trotz richtiger Anwendung versagen, ist die Fortsetzung der Therapie mit einem Mittel einer anderen Wirkstoffgruppe und einem anderen Wirkprinzip geboten.

Der früher zur Läusebekämpfung erfolgreich und weit verbreitet eingesetzte Wirkstoff Lindan (γ-Hexachlorcyclohexan, Organochlorverbindung) ist gemäß der sog. POP-Verordnung (POP-persistant organic pollutant) der Europäischen Union seit 2008 aufgrund seiner langfristigen Persistenz in Lebewesen (vor allem Anreicherung im Fettgewebe von Säugetieren) und der Umwelt nicht mehr verkehrsfähig (EUROPÄISCHE GEMEINSCHAFT 2004). Weltweit wurden in vielen Ländern (u.a. Großbritannien, Niederlande, Dänemark, USA, Kanada, Israel, Ägypten, Argentinien) seit Jahrzehnten Resistenzen von Läusen gegenüber Lindan und DDT festgestellt. Diese Wirkstoffe haben daher auch weltweit zur Läusebekämpfung erheblich an Bedeutung verloren.

Mit den Wirkstoffen Malathion (Organophosphat) und Carbaryl (Carbamat) werden mobile Läusestadien oft sehr schnell abgetötet. Um eine Läusebekämpfung mit nur einer einmaligen Behandlung abzuschließen, werden Produkte oft mehrere Stunden zur Anwendung empfohlen. Für effektiver und weniger toxisch für die Anwender hält MUMCUOGLU (1999) eine kurze, beispielsweise 10-minütige Behandlung, die nach 10 Tagen mit ebenfalls kurzer Einwirkzeit wiederholt wird. Resistenzen gegen Malathion sind nach jahrelanger Empfehlung von Einmalanwendungen verbreitet und u.a. aus Großbritannien und Dänemark bekannt, Resistenzen gegen Carbaryl u.a. aus Großbritannien (BURGESS 2004, KRISTENSEN et al. 2006).

Pyrethroide sind unter den Insektziden die international bedeutendste Wirkstoffgruppe zur Läusebekämpfung, als Wirkstoffe finden insbesondere Pyrethrum, Permethrin, Bioallethrin und d-Phenothrin Anwendung. Die Vertebraten-Toxizität ist im Vergleich zu den vorgenannten Wirkstoffgruppen geringer, als Nebenwirkungen können auch bei sachgemäßer Mittelanwendung vereinzelt Juckreiz und Hautmissempfindungen auftreten. Pyrethroide Insektizide wirken abtötend auf die mobilen Läuse, haben jedoch nur begrenzte ovizide Eigenschaften (BURGESS 2004). Das aus Chrysanthemen gewonnene natürliche Pyrethrum-Extrakt (bestehend aus den Pyrethrinen Pyrethrin I und II, Cinerin I und II und Jasmolin I und II) sowie das synthetisch hergestellte Allethrin zerfallen unter Einfluss von Licht und Sauerstoff relativ schnell. Das synthetisch hergestellte Permethrin hingegen verfügt über eine etwa 2 Wochen auftretende Residualwirkung (TAPLIN & MEINKING 1987), jedoch schlüpften nach einer Permethrin-Behandlung noch 30 % der Juvenilstadien aus Kopflaus-Eiern, die von Patientenköpfen gesammelt und nachbe-





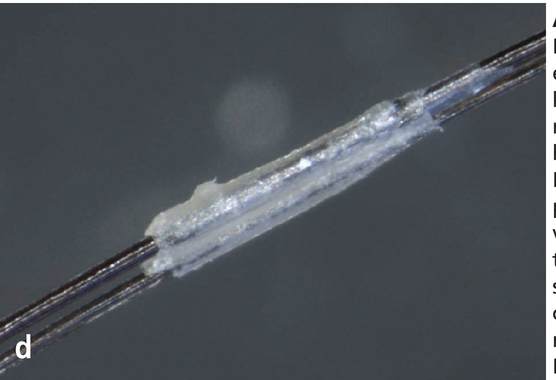


Abb. 8: Diagnostische Extremfälle: (**a**) Haare einer Patientin mit starkem Kopflausbefall, der monatelang nicht behandelt wurde; (**b-d**) Haare mit Hautschuppen einer Patientin mit vermeintlich „resistenten Kopfläusen“, die seit 1 Jahr nahezu wöchentlich Kopflausmittel anwandte (kein Kopflausbefall).

obachtet wurden (TAPLIN et al. 1986). Heilungsraten in der Praxis lagen bei einmaliger Anwendung 1 %-Permethrin-haltiger Kopflausmittel aufgrund der Residualwirkung meist über 90 % (VANDER STICHELE et al. 1995). Dies weist darauf hin, dass die Residualwirkung nicht lange genug anhält, um bei nur einmaliger Mittelausbringung alle nachschlüpfenden Läuse sicher abzutöten. Wird die Zweitbehandlung trotz vereinzelt nachschlüpfender Juvenilstadien nicht durchgeführt, besteht die Gefahr von Resistenzentwicklungen. Resistenzen von Kopfläusen gegenüber Pyrethroiden wurden bisher u.a. in Großbritannien, Frankreich, Dänemark, der Tschechischen Republik, Israel, den USA und Argentinien nachgewiesen.

Multiresistenzen sind u.a. aus Großbritannien bekannt (BURGESS 2004, KRISTENSEN et al. 2006). Insbesondere in den von Resistenzen stark betroffenen Ländern wurde intensiver nach Alternativen zur Kopflausbekämpfung gesucht (u.a. HILL et al. 2005). Zu insektiziden Wirkstoffen, die u.a. auch zur Phthirapteren-Bekämpfung in der Veterinärmedizin eingesetzt werden, zählen z. B. das Neonikotinoid Imidacloprid sowie das Avermectin Ivermectin (makrozyklisches Lakton). Imidacloprid tötete Kopfläuse *in vitro* langsam ab und erforderte eine längere Einwirkzeit (DOWNS et al. 2000). Nach zweimaliger oraler Gabe von 200µg/kg Körpergewicht Ivermectin im Abstand von 10 Tagen an Patienten mit aktiver Pedikulose (Patienteneinschluss ab Nachweis mindestens einer mobilen Laus) in Brasilien wurde 4 Wochen nach Therapiebeginn bei 6 % der befallenen Personen eine aktive Pedikulose diagnostiziert (HEUKELBACH et al. 2004). Bei Obdachlosen in Frankreich, die dreimalig oral 12 mg/Person Ivermectin im Abstand von jeweils 7 Tagen erhielten, sank die Befallsrate mit Kleiderläusen von ursprünglich 85 % der untersuchten Personen nach 14 Tagen auf 18 % und stieg bis Tag 45 erneut auf 61 % an (FOUCOULT et al. 2006). Da Ivermectin besonders zur Nematodenbekämpfung, in der Humanmedizin v.a. der Onchozerkose, sehr bedeutsam ist, sollte der Wirkstoff zur Vermeidung von Resistenzentwicklungen für die Indikation Pedikulose nur für Pedikulose-Problemfälle und in Formulierungen und Dosierungen angewandt werden, die zu einer Tilgung des Läusebefalls führen.

Auf ihre Läuse abtötende Wirkung wurden auch pflanzliche Extrakte bzw. Öle (die unterschiedlich insektizid wirkende Terpene enthalten können; u.a. MAIER 2000) u.a. aus dem Neembaum *Azadirachta indica*, Anis, Geranium, Eukalyptus, Majoran, Rosmarin, Minze untersucht, sowie weitere Stoffe wie Cetearyl-, Stearylalkohole, Cetrimoniumchlorid und Dimeticone unterschiedlicher Kettenlängen (MUMCUOGLU et al. 2002, YANG et al. 2004, BURGESS 2006, HABEDANK et al. 2006b, PRIESTLEY et al. 2006, TOLOZA et al. 2006, RICHLING & BÖCKELER 2007). Die Wirkmechanismen und Wirksamkeit dieser Stoffe sind sehr unterschiedlich und nicht für alle im Handel erhältlichen Formulierungen nachgewiesen. Als Beispiel vorliegender Studien zur Wirksamkeit seien die Untersuchungen von Burgess et al. (2005, 2007) mit einer Dimeticon-haltigen Formulierung genannt, nach deren Anwendung (Erstbehandlung, Wiederholungsbehandlung nach 7 Tagen) sowie zwischenzeitlichen diagnostischen Auskämmungen von Läusen bei etwa 70 % der Testpersonen eine Tilgung des Kopflausbefalls dokumentiert wurde. Zu beachten ist, dass die Wirksamkeit vieler Kopflausmittel, insbesondere auch wenn diese alternative Wirkmechanismen zu klassischen Insektiziden aufweisen, durch die auf die Haare ausgebrachte Mittelmenge beeinflusst, d.h. bei geringerer ausgebrachter Mittelmenge auch herabgesetzt, werden kann (HABEDANK et al. 2010a,b). Weitere Untersuchungen sind erforderlich, um neue Kopflausmittel optimal zu formulieren und Mittel mit gutem Abtötungspotenzial der Läuse so anzuwenden, dass im Ergebnis einer Behandlung eine Läusefreiheit hinreichend sicher erzielbar ist.

In Deutschland werden auf ihre Wirksamkeit und Auswirkungen auf die Gesundheit und Umwelt behördlich geprüfte Mittel gegen Läusebefall in der „Bekanntmachung der geprüften und anerkannten Mittel und Verfahren zur Bekämpfung von tierischen Schädlingen nach § 18 Infektionsschutzgesetz" veröffentlicht (BVL 2008).

Ein Grund für einen scheinbaren Neubefall nach einer abgeschlossenen Kopflaus-Bekämpfung kann auch das Wiederaufleben derselben Infestation sein. Dies muss nicht durch eine Resistenz gegen den Wirkstoff des Kopflausmittels verursacht worden sein, sondern ist auch durch die Anwendung von Mitteln ohne Tilgungswirkung oder durch Anwendungsfehler von Mitteln mit nachgewiesener Tilgungswirkung möglich. So kann z. B. der Zeitkorridor für die essentielle Wiederholungsbehandlung nicht eingehalten worden sein. Ursache kann auch die Mittelausbringung selbst sein, z. B. neben einer zu geringen Dosierung auch dessen ungleichmäßige Verteilung, eine zu starke Verdünnung in feuchtem Haar oder auch die Unterschreitung der mindestens zur Läusetilgung erforderlichen Einwirkzeit.

Sogenannten Hausmitteln wie Essig, Isopropylalkohol, Olivenöl, Majonaise, Butter und Vaseline wird aufgrund fehlender oder nicht ausreichender Wirkung auch bei mindestens 8 h Einwirkzeit keine praktische Bedeutung für die Beseitigung von Kopflausbefall beigemessen (TAKANO-LEE et al. 2004).

6.4. Weitere Maßnahmen zur Läusebekämpfung

Bei Kopflausbefall sollten in einen Bekämpfungsplan außerdem Gegenstände einbezogen werden, die mit dem Kopfhaar in Berührung kommen und an denen Läusestadien haften könnten, wie Handtücher, Kämme, Haarbürsten, Haargummis und Kopfbedeckungen. Diese sollten nicht mit anderen Personen gemeinsam benutzt werden. Durch Hitzebehandlung (z. B. Waschen bei mindestens 50 °C für etwa 30 min, über 60°C Kerntemperatur reichen wenige Minuten Kontaktzeit) oder Kältebehandlung (mehrstündiges Einfrieren bei Kerntemperatur ≤ -15 °C) können diese von lebenden Läusestadien befreit werden. Liegt ein sehr starker Läusebefall vor, können sicherheitshalber Böden und andere Oberflächen (z. B. Sitzmöbel) abgesaugt oder auch feucht gereinigt werden, Bettwäsche und ggf. Plüschtiere heiß gewaschen oder im Wäschetrockner erhitzt (IZRI & CHOSIDOW 2006) werden. Erfolgt eine Lagerung in Quarantänesäcken nicht nur 3-4 Tage, sondern für etwa 3 Wochen, wie dies auch HOFFMANN (1981) empfiehlt, sind auch Eier sicher nicht mehr entwicklungsfähig. Die Infestationswahrscheinlichkeit durch überlebende Läuse in Kleidung, Bettwäsche, Kopfkissen u.a. ist sehr gering (SPEARE et al. 2003). Gemäß HOFFMANN (1981) wurden bei starkem Läusebefall auch vitale Läuse in der Umgebung gefunden, diese können mögliche Quellen für eine Reinfestation sein (IZRI & CHOSIDOW 2006). SPEARE et al. (2002) fanden in untersuchten Grundschulen auf Fußböden keine Läuse. Von einer Ausbringung von Insektiziden in der Umgebung ist daher abzuraten, einfache Hygienemaßnahmen sind ausreichend. Auch eine Infektionsgefahr beim Baden (z. B. in Schwimmbädern, Salzwasser etc.) wird als nicht wahrscheinlich angesehen (CANYON & SPEARE 2007).

Gegen Filzlausbefall können Mittel wie gegen Kopflausbefall am Körper eingesetzt werden. Zu beachten ist, dass auch bei Filzlausbefall Personen, von denen die Läuse erworben wurden, im Bekämpfungsplan Berücksichtigung finden und möglichst ebenfalls untersucht werden. Ist der Partner ebenfalls befallen, müssen Behandlung und Erfolgskontrolle synchron erfolgen. Sexueller Kontakt sollte bis zur erfolgreichen Filzlausbehandlung unterbleiben. Bettwäsche, Handtücher und zumindest Unterkleidung sollten bei den Entlausungsmaßnahmen einbezogen werden (LEONE 2007).

Ein Kleiderlausbefall kann bereits durch regelmäßigen Kleidungswechsel und Hitzebehandlung der Kleidung (Temperaturen siehe Kopflausbefall, WHO-Empfehlung: mindestens 70 °C für 1 h) bzw. deren längerfristige Lagerung wirksam reduziert bis vollständig unterbunden werden. Die alleinige Gabe eines systemisch wirkenden Insektizids ohne Kleiderdesinsektion hingegen ist nicht ausreichend (FOUCOULT et al. 2006). Fungieren die Kleiderläuse auch als Vektoren, ist eine schnelle Parasitenbeseitigung sowohl in der Kleidung als auch am Körper geboten und durch die Anwendung wirksamer Pedikulizide zu erreichen (BUSVINE 1944, WHO 2006).

7. Dank

Mein herzlichster Dank gilt Prof. Dr. H. ASPÖCK und Dr. D. HABEDANK für ihre gewährte Unterstützung und sowie kritische Hinweise und Anregungen zum Manuskript. Bedanken möchte ich mich zudem bei allen Kollegen für die Zusammenarbeit auf dem Gebiet der Phthirapterologie, hervorheben möchte ich insbesondere Dipl.-Biol. G. SCHRADER, Dr. J. KLASEN, Dr. G. HOFFMANN, B. SNELINSKI, M. REINSCH und Prof. Dr. W.A. MAIER.

8. Zusammenfassung

Die Phthiraptera sind stationär-permanente und streng stenoxene Ektoparasiten von Vögeln und Säugetieren, ihren gesamten Lebenszyklus verbringen sie auf dem Wirt. Viele Arten sind von veterinärmedizinischer Bedeutung, und nur 3 Vertreter sind Ektoparasiten des Menschen – die Kopflaus *Pediculus humanus capitis*, die Kleiderlaus *Pediculus humanus humanus* und die Filzlaus *Pthirus pubis*. Die Kleiderlaus ist bedeutsam als Hauptvektor der Humanpathogene *Rickettsia prowazekii*, *Borrelia recurrentis* und *Bartonella quintana*. Sie bevorzugt Kleidung als Habitat und kann daher am Menschen nur längerfristig überleben, wenn die Kleidung über längere Perioden ohne ausreichende Desinsektionsmaßnahmen, wie Waschen oder längerfristige Lagerung, getragen wird. Die Kopflaus lebt im Kopfhaar, sie ist weltweit in allen sozialen Schichten verbreitet, besonders unter Kindern. Die Filzlaus, gewöhnlich übertragen durch engen Körperkontakt und vor allem auf sexuellem Weg, kommt seltener vor. Kopf- und Filzläuse können ebenso wie Tierläuse nur durch wirksame und wiederholte Bekämpfungssmaßnahmen getilgt werden, welche die wiederholte und sachgerechte Anwendung hochwirksamer Pedikulizide einschließen. Für die Bekämpfung von Läusen des Menschen stehen dafür Pedikulizide verschiedener Wirkstoffgruppen mit unterschiedlichen Wirkmechanismen zur Verfügung.

Die Läusebekämpfung und Vorbeugung von durch Läuse übertragbaren Infektionskrankheiten verlangen Aufklärung, Aufmerksamkeit, eine frühzeitige Diagnose des Läusebefalls, die Feststellung und den Einbezug der Infestationsquelle in Kontroll- und Bekämpfungsmaßnahmen.

Schlüsselwörter: Phthiraptera, *Pediculus humanus humanus*, *Pediculus humanus capitis*, *Pthirus pubis*, Kopflaus, Kleiderlaus, Schamlaus, Pedikulose, *Rickettsia prowazekii*, *Borrelia recurrentis*, *Bartonella quintana*.

9. Literatur

ARAUJO A., FERREIRA L.F., GUIDON N., MAUES DE SERRA FREIRE N., REINHARD K.J. & K. DITTMAR (2000): Ten thousand years of head lice infection. — Parasitology Today **16**: 269.

ASPÖCK H. (2005): Paläoparasitologie. — In: HIEPE Th., LUCIUS R. & B. GOTTSTEIN (Hrsg.), Allgemeine Parasitologie – mit den Grundzügen der Immunologie, Diagnostik und Bekämpfung. Parey, Medizinverlage Stuttgart: 39-48.

ASPÖCK H., AUER H. & O. PICHER (1999): Parasites and parasitic diseases in prehistoric human populations in Central Europe. — Helminthologia **36**: 139-145.

ASPÖCK H. & J. WALOCHNIK (2007): Die Parasiten des Menschen aus der Sicht der Koevolution. — Denisia **20**: 179-254.

AYYADURAI S., SEBBANE F., RAOULT D. & M. DRANCOURT (2010): Body lice, *Yersinia pestis orientalis*, and black death. — Emerging Infectious Diseases **16**: 892-893.

BAILEY A.M. & P. PROCIV (2000): Persistent head lice following multiple treatments: evidence for insecticide resistance in *Pediculus humanus capitis.* — Australian Journal of Dermatology **41**: 250-254.

BAUER E., JAHNKE C. & H. FELDMEIER (2009): Seasonal fluctuations of head lice infestation in Germany. — Parasitology Research **104**: 677–681.

BEN-YAKIR D., MUMCUOGLU K.Y., MANOR O., OCHANDA J. & R. GALUN (1994): Immunization of rabbits with a midgut extract of the human body louse *Pediculus humanus humanus:* the effect of induced resistance on the louse population. — Medical and Veterinary Entomology **8**: 114-118.

BURGESS I.F. (2004): Human lice and their control. — Annual Review of Entomology **49**: 457-481.

BURGESS I.F. (2006): Pediculicides from the bathroom cabinet. — 3rd International Congress on Phthiraptera, Buenos Aires, Argentina, October 16-20 2006: 51.

BURGESS I.F., BROWN C.M. & P.N. LEE (2005): Treatment of head louse infestation with 4 % dimeticone lotion: randomised controlled equivalence trial. — British Medical Journal 330: 1423. doi: 10 1136/bmj.38497.506481.8F.

BURGESS I.F., LEE P.N. & G. MATLOCK (2007): Randomised, controlled, assessor blind trial comparing 4 % dimeticone lotion with 0.5 % Malathion liquid for head louse infestation. — PloS ONE 2(11): e1127. doi: 10.1371/journal.pone.0001127.

BURGESS I., MAUNDER J.W. & T.T. MYINT (1983): Maintenance of the crab louse *Pthirus pubis* in the laboratory and behavioural studies using volunteers. — Community Medicine **5**: 238-241.

BUSVINE J.R. (1944): Simple experiments on the behaviour of body lice (Siphunculata). — Proceedings of the Royal Entomological Society, London (A) **19**: 22-26.

BUSVINE J.R. (1978): Evidence from double infestations from the specific status of human head and body lice (Anoplura). — Systematic Entomology **3**: 1-8.

BUXTON P.A. (1938): Studies on the growth of *Pediculus* (Anoplura). — Parasitology **30**: 65-84.

BUXTON P.A. (1940): The biology of the body louse (*Pediculus humanus corporis*: Anoplura) under experimental conditions. — Parasitology **32**: 303-312.

BUXTON P.A. (1941): Studies on populations of *Pediculus humanus capitis*: Anoplura) IV. The composition of populations. — Parasitology **33**: 224-241.

BUXTON P.A. (1947): The Louse. An account of the lice which infest man, their medical importance and control. — Edward Arnold & Co., London, 164p.

BVL (2008): Bekanntmachung der geprüften und anerkannten Mittel und Verfahren zur Bekämpfung von tierischen Schädlingen nach §18 Infektionsschutzgesetz. — Bundesgesundheitbl – Gesundheitsforsch – Gesundheitsschutz **51**: 1220–1238.

CANYON D. & R. SPEARE (2007): Do head lice spread in swimming pools? — International Journal of Dermatology **46**: 1211-1213.

CANYON D., SPEARE R. & R. MULLER (2002): Spatial and kinetic factors for the transfer of head lice (*Pediculus capitis*) between hairs. — Journal of Investigative Dermatology **119**: 629-631.

CHAIKA C.Y. & G.A. MAZOKHIN-PORSHNYAKOV (1988): Features of ultrastructure of simple eyes of the human louse *Pediculus humanus corporis.* — Parazitologiya **22**: 230-234.

CHUNGE R.N., SCOTT F.E., UNDERWOOD J.E. & K.J. ZAVARELLA (1991): A pilot study to investigate transmission of headlice. — Canadian Journal of Public Health **82**: 207- 208.

CULPEPPER G.H. (1944): The rearing and maintenance of a laboratory colony of the body louse. — American Journal of Tropical Medicine **24**: 327-329.

CULPEPPER G.H. (1946): Factors influencing the rearing and maintenance of a laboratory colony of the body louse. — Journal of Economic Entomology **39**: 472-474.

CULPEPPER G.H. (1948): Rearing and maintaining a laboratory colony of the body lice on rabbits. — American Journal of Tropical Medicine **28**: 499-504.

DITTMAR DE LA CRUZ K., RIBBECK R. & A. DAUGSCHIES (2003): Paläoparasitologische Analyse von Meerschweinchenmumien der Chiribaya-Kultur (900-100 AD), Moquegue-Tal, Peru. — Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift **116**: 45-49.

DOWNS A.M., STAFFORD K.A. & G.C. COLES (2000): Susceptibility of British head lice, *Pediculus capitis*, to imidacloprid and fipronil. — Medical and Veterinary Entomology **14**: 105-107.

DURDEN L.A. & G.G. MUSSER (1994): The sucking lice (Insecta, Anoplura) of the world: a taxonomic checklist with records of mammalian hosts and geographical distributions. — Bulletin of the American Museum of Natural History **218**: 90 pp.

ECKERT J., FRIEDHOFF K.T., ZAHNER H. & P. DEPLAZES (2005): Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. — Enke Verlag, Stuttgart, 575 S.

ELANGO N., THOMAS J.W., NISC COMPARATIVE SEQUENCING PROGRAM & S.V. YI (2006): Variable molecular clock in hominids. — Proceedings of the National Academy of Sciences **103**: 1370-1375.

EUROPÄISCHE GEMEINSCHAFT (2004): Verordnung (EG) Nr. 850/2004 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 29. April 2004 über persistente organische Schadstoffe und zur Änderung der Richtlinie 79/117/EWG. — Amtsblatt der Europäischen Union L 229 (DE) vom 29.6.2004: 5-22.

EWING H.E. (1924): Lice from human mummies. — Science **60**: 389-390.

FERRIS G.F. (1951): The sucking lice. — Memoirs of the Pacific Coast Entomological Society **1**: 320 p.

FISHER I. & R.S. MORTON (1970): *Phthirus pubis* infestations. — British Journal of Veneral Diseases **46**: 326-329.

FOURNIER P.E., NDIHOKUBWAYO J.B., GUIDRAN J., KELLY P.J. & D. RAOULT (2002): Human pathogens in body and head lice. — Emerging Infectious Diseases **8**: 1515-1518.

FOUCOULT C. & D. RAOULT (2000): Louse-associated bacterial infections. — Infectious Diseases in Clinical Practice **9**: 281-291.

FOUCOULT C., RANQUE S., BADIAGA S., ROVERY C., RAOULT D. & P. BROUQUI (2006): Oral ivermectin in the treatment of body lice. — Journal Infectious diseases **193**: 474-476.

GOATES B.M., ATKIN J.S., WILDING K.G., BIRCH K.G., COTTAM M.R., BUSH S.E. & D.H. CLAYTON (2006): An effective nonchemical treatment for head lice: A lot of hot air. — Pediatrics **118**: 1962-1970.

GOODING R.H. (1963): Studies on the effect of frequency of feeding upon the biology of a rabbit-adapted strain of *Pediculus humanus*. — Journal of Parasitology **49**: 516-521.

GRATZ N. (1997): Human lice – their prevalence, control and resistance to insecticides. — WHO/CTD/WHOPES/97.8: 1-61.

HABEDANK B. & J. KLASEN (2006a): Kopflausbefall: Welche Mittel wirken? — Fortbildungsveranstaltung für den Öffentlichen Gesundheitsdienst. Berlin, 22.-24.3.2006, Abstracts: 33.

HABEDANK B. & J. KLASEN (2006b): Kopflausbekämpfung und Resistenzproblematik. — Tagung der Deutschen Gesellschaft für Medizinische Entomologie und Acarologie, München, 2.-3.11.2006. DGaaE-Nachrichten **21** (2): 111.

HABEDANK B., BARTMANN T., SCHRADER G. & E. SCHEIN (2006a): In vitro feeding and long term in vitro breeding of the human body louse *Pediculus humanus humanus.* — 3rd International Congress on Phthiraptera, Buenos Aires, Argentina, October 16-20, 2006: 32.

HABEDANK B., BARTMANN T., SCHRAMM K. & E. SCHEIN (2002): Maintenance of *Pediculus humanus corporis* by feeding in vitro as an alternative model for the body louse feeding on rabbits – preliminary results of validation. ¾ Abstracts of the Joint Annual Meeting of the German and Dutch Societies for Parasitology (DGP, NVP), Lübeck-Travemünde, 20-23 March 2002: 103.

HABEDANK B., GRAF J.-F., BRIEGEL H. & TH. HIEPE (2005): Arthropoda. — In: HIEPE Th., LUCIUS R. & B. GOTTSTEIN (Hrsg.), Allgemeine Parasitologie – mit den Grundzügen der Immunologie, Diagnostik und Bekämpfung. Parey, Medizinverlage Stuttgart: 142-187.

HABEDANK B., KLASEN J. & G. SCHRADER (2006b): Investigations on the efficacy of new head louse treatment formulations under laboratory conditions with body lice. — 3rd International Congress on Phthiraptera, Buenos Aires, Argentina, October 16-20, 2006: 95.

HABEDANK B., KUHN K., SNELINSKI B. REINSCH M. & J. KLASEN (2010b): Volume and rate of application influence the effectiveness of products for head lice control. — Fourth International Conference on Phthiraptera, Urgup, Turkey. Türkiye Parazitoloji Dergisi **34** (Suppl. 1): 112.

HABEDANK B. & G. SCHRADER (2001): Evaluation of nutrition media derived from human blood transfusion units DFP, EC and BC for the in vitro feeding of *Pediculus humanus corporis* (Anoplura: Pediculidae). Altex **18**: 170.

HABEDANK B., SCHRADER G. & E.D. GREEN (2006c): Die Läuse des Menschen: Taxonomie, Morphologie, Diagnostik. — Tagung der Deutschen Gesellschaft für Medizinische Entomologie und Acarologie, München, 2.-3.11.2006. DGaaE-Nachrichten **21**: 110.

HABEDANK B., SCHRADER G., SCHEURER S. & E. SCHEIN (1999): Investigations on the in vitro feeding and in vitro breeding of the human body louse *Pediculus humanus corporis* (Anoplura: Pediculidae). — In: ROBINSON W.H., RETTICH F. & G.W. RAMBO (eds), Proceedings of the 3rd International Conference on Urban Pests, Prague, Czech Republic: 241-248.

HABEDANK B., SCHRADER G., SNELINSKI B., REINSCH M. & J. KLASEN (2010a): Advanced in vitro method for the evaluation of the effectiveness of products for head louse control simulates practical application conditions. — Fourth International Conference on Phthiraptera, Urgup, Turkey. Türkiye Parazitoloji Dergisi **34** (Suppl. 1): 61.

HASE A. (1915): Beiträge zu einer Biologie der Kleiderlaus. — Flugschriften der Deutschen Gesellschaft für angewandte Entomologie **1**: 1-95.

HAUSSIG H.W. (Hrsg.; 1971): HERODOT. Historien. Deutsche Gesamtausgabe. Übersetzt von A. HORNEFFER. — Kröner Verlag, Stuttgart: 114-140.

HEUKELBACH J., WINTER B., WILCKE T., MUEHLEN M., ALBRECHT S., DE OLIVEIRA F.A.S., KERR-PONTES L.R. S., LIESENFELD O. & H. FELDMEIER (2004): Selective mass treatment with ivermectin to control intestinal helminthiasis and parasitic skin diseases in a severely affected population. — Bulletin of the World Health Organization **82**: 563-571.

HIEPE Th. & H. ASPÖCK (2005): Historischer Abriss. — In: HIEPE Th., LUCIUS R. & B. GOTTSTEIN B. (Hrsg.), Allgemeine Parasitologie – mit den Grundzügen der Immunologie, Diagnostik und Bekämpfung. Parey, Medizinverlage Stuttgart: 49-52.

HIEPE Th. & R. BUCHWALDER (1992): Autochthone parasitäre Zoonosen – eine aktuelle Problematik. Teil 2: Durch Helminthen bedingte Zoonosen. — Zeitschrift für ärztliche Fortbildung **86**: 21-29.

HIEPE Th., BUCHWALDER R. & R. RIBBECK (1981): Lehrbuch der Parasitologie. Band 1: Allgemeine Parasitologie.. — Gustav Fischer Verlag, Jena, 150 S.

HIEPE Th. & A. DAUGSCHIES (2005): Strategien der Parasitenbekämpfung – Ziele, Möglichkeiten, Grenzen. — In: HIEPE Th., LUCIUS R. & B. GOTTSTEIN (Hrsg.), Allgemeine Parasitologie – mit den Grundzügen der Immunologie, Diagnostik und Bekämpfung. Parey, Medizinverlage Stuttgart: 381-396.

HINDLE E. (1917): Notes on the biology of *Pediculus humanus*. — Parasitology **9**: 259-265.

HINDLE E. (1919): Sex inheritance in *Pediculus humanus* var. *corporis*. — Journal of Genetics **8**: 267-277.

HILL N., MOOR G., CAMERON M.M., BUTLIN A., PRESTON S., WILLIAMSON M.S. & C. BASS (2005): Single blind, randomised, comparative study of the bug buster kit and over the counter pediculicide treatments against head lice in the United Kingdom. — British Medical Journal **331**: 384-387.

HOFFMANN G. (1981): Epidemiologie und Bekämpfung der Pediculosis capitis. Untersuchungen zur Kopflauswelle 1977/78/79 in der Bundesrepublik Deutschland. — Bundesgesundheitsblatt **24**: 195-206.

HOFFMANN G. (1982): Bekämpfung der Kopfläuse. — Pharmazeutische Rundschau **9/1982**: 78-79.

HOFFMANN G. (1986): Prüfung und Anwendung von Läusemitteln. — Pharmazeutische Rundschau **5/1986**: 40-44.

HOUHAMDI L & D. RAOULT (2005): Excretion of living *Borrelia recurrentis* in faeces of infected human body lice. — Journal of Infectious Diseases **191**: 1898-1906.

HUTCHINSON R.H. (1918) : A note on the life cycle and fertility of the body louse (*Pediculus corporis*). — Journal of Economic Entomology **11**: 404-406.

IBARRA J. (1996): Lice (Anoplura). — In LANE R.P. & R.W. CROSSKEY (eds), Medical Insects and Arachnids. Chapman & Hall, London: 517-528.

IBARRA J., WICKENDEN C., JENNER F.F.M. & A. FRANKE (2006): Individual treatments in the context of an effective strategy for the prevention of Pediculosis capitis in the UK. — 3rd International Congress on Phthiraptera, Buenos Aires, Argentina, October 16-20 2006: 39.

IZRI A. & O. CHOSIDOW (2006): Efficacy of machine laundering to eradicate head lice: recommendations to decontaminate washable clothes, linens and fomites. — Clinical Infectious Diseases **42**: 9-10.

JOHNSTON J.S., YOON K.S., STRYCHARZ J.P., PITTENDRIGH B.R. & J.M. CLARK (2007): Body lice and head lice (Anoplura: Pediculidae) have the smallest genomes of any hemimetabolous insect reported to date. — Journal of Medical Entomology **44**: 1009-1012.

KIM K.C. (1988): Evolutionary parallelism in Anoplura and eutherian mammals. — In: SERVICE M.W. (ed.), Biosystematics of haematophagous insects. Clarendon Press, Oxford: 91-114.

KIM K.C. & K.C. EMERSON (1968): Descriptions of two species of Pediculidae (Anoplura) from great Apes (Primates, Pongidae) . — Journal of Parasitology **54**: 690-695.

KIM K.C., PRATT H.D. & C.J. STOJANOVICH (1986): The sucking lice of North America. An illustrated manual for identification. — University Park Pennsylvania State University Press, 241 p.

KITTLER R., KAYSER M. & M. STONEKING (2003): Molecular evolution of *Pediculus humanus* and the origin of clothing. — Current Biology **13**: 1414-1417.

KLASEN J., SCHRADER G. & B. HABEDANK (2006): Laboratory strain of *Pediculus humanus humanus*: production of standardized test insects for efficacy testing of head louse products. — 3rd International Congress on Phthiraptera, Buenos Aires, Argentina, October 16-20, 2006: 97.

KOLLIEN A.H., WANIEK P.J., PRÖLS F., HABEDANK B. & G.A. SCHAUB (2004): Cloning and characterization of a trypsin-encoding cDNA of the human body louse *Pediculus humanus.* — Journal of Insect Molecular Biology **13**: 9-18.

KOSULINA O.V. (1957): On the morphology and biology of *Pediculus humanus corporis* DE GEER (Anoplura: Pediculidae). — Entomol. Obosrenie (Revué d´Entomologie de´l URSS) **34**: 577-597.

KRISTENSEN M., KNORR M., RASMUSSEN A.M. & J.B. JESPERSEN (2006): Survey of permethrin and malathion resistance in human head lice populations from Denmark. — Journal of Medical Entomology **43**: 533-538.

KRYNSKI S., BECLA E. & M. MACHEL (1974): Weigl´s method of intrarectal inoculation of lice in production of typhus vaccine and experimental works with *Rickettsia prowazeki.* — Annales Academiae Medicae Gedanensis **4**: 19-51.

LAPEERE H., BROCHEZ L., VANDER HAEGHEN Y., MABILDE C., VANDER STICHELE R., LEYBAERT L. & J.-M. NAEYAERT (2005): Method to measure the force required to remove *Pediculus humanus capitis* (Phthiraptera: Pediculidae) eggs from human hair. — Journal of Medical Entomology **42**: 89-93.

LEESON H.S. (1941): The survival of unfed *Pediculus humanus corporis* de GEER (Anoplura) at different temperatures. — Bulletin of Entomological Research **32**: 49-51.

LEO N.P. & S.C. BARKER (2005): Unravelling the evolution of the head lice and body lice of humans. — Parasitology Research **98**: 44-47.

LEO N.P., CAMPBELL N.J.H., YANG X., MUMCUOGLU K. & S.C. BARKER (2002): Evidence from mitochondrial DNA that head lice and body lice of humans (Phthiraptera: Pediculidae) are conspecific. — Journal of Medical Entomology **49**: 662-666.

LEO N.P., HUGHES J.M., YANG X., POUDEL S.K., BROGDON W.G. & S.C. BARKER (2005): The head and body lice of humans are genetically distinct (Insecta: Phthiraptera, Pediculidae): evidence from double infestations. — Heredity **95**: 34-40.

LEONE P.A. (2007): Scabies and pediculosis pubis: an update of treatment regimens and general review. — Clinical Infectious Diseases **44** (Suppl 3): S153-159.

LI W., G. ORTIZ, P. FOURNIER, G. GIMENEZ , D.L. REED, B. PITTENDRIGH & D. RAOULT (2010): Genotyping of human lice suggests multiple emergences of body lice from local head louse populations. — PLoS Negl Trop Dis 4(3): e641. doi:10.1371/journal.pntd.0000641

MACHEL M. & S. KRYNSKI (1976): Some biological properties of lice after multigeneration rearing in laboratory conditions. — Zeitschrift für Angewandte Zoologie **63**: 299-305.

MAIER W.A. (2000): Kopfläuse (*Pediculus capitis*, Anoplura: Pediculidae) in Deutschland, ein Problem? — Mitteilungen der Deutschen Gesellschaft für allgemeine und angewandte Entomologie **12**: 193-195.

MAIER W.A. & B. HABEDANK (2002): Läuse. — In: ASPÖCK H. (Wiss. Red.), Amöben, Bandwürmer, Zecken... – Parasiten und parasitäre Erkrankungen des Menschen in Mitteleuropa. Denisia **6**: 497-506.

MARTINI E. (1952): Lehrbuch der Medizinischen Entomologie. — Fischer, Jena. 694 S.

MAUNDER J.W. (1983): The appreciation of lice. — Proceedings of the Royal Institution of Great Britain **55**: 1-31.

MEINKING T.L. & D. TAPLIN (1996): Infestations: Pediculosis. — Current Problems in Dermatology **24**: 157-163.

MIMOUNI D., ANKOL D.O.E., GDALEVICH M., GROTTO I., DAVIDOVICH N. & E. ZANGVLI (2002): Seasonal trends of Pediculosis capitis and *Phthirus pubis* in a young adult population: follow-up of 20 years. — Journal of the European Academy of Dermatology and Venerology **16**: 257-259.

MOUGABURE CUETO G., ZERBA E. & M.I. PICOLLO (2006): Embryonic development of human lice: rearing conditions and susceptibility to spinosad. — Memorias de Instituto Oswaldo Cruz **101**: 257-261.

MUMCUOGLU K.Y. (1999): Prevention and treatment of head lice in children. — Paediatric Drugs **1**: 211-218.

MUMCUOGLU K.Y., BARKER S.C., BURGESS I.F., COMBESCOT-LANG C., DALGLEISH R.C., LARSEN K.S., MILLER J., ROBERTS R.J. & A. TAYLAN-OZKAN (2007): International guidelines for effective control of head louse infestations. — Journal of Drugs in Dermatology **6**: 409-414.

MUMCUOGLU K.Y., FRIGER M. & R. COHEN (2006): Use of temperature and water immersion to control the human body louse (Anoplura: Pediculidae). Journal of Medical Entomology **43**: 723-725.

MUMCUOGLU K.Y., FRIGER M., IOFFE-USEPNSKY I., BEN-ISHAI F. & J. MILLER (2001): Louse comb versus direct visual examination

for the diagnosis of head louse infestations. — Pediatric Dermatology **18**: 9-12.

Mumcuoglu K.Y., Galun R. & R. Ikan (1986): The aggregation response of human body louse (*Pediculus humanus*) (Insecta: Anoplura) to its excretory products. — Insect Science and its Application **7**: 629-632.

Mumcuoglu K.Y., Miller J., Zamir C., Zentner G., Helbin V. & A. Ingber (2002): The in vivo pediculicidal efficacy of a natural remedy. — Israel Medical Association Journal **4**: 790-793.

Mumcuoglu K., Zias J., Tarshis M., Lavi M & G.D. Striebel (2003): Body louse remains found in textiles excavated at Matsada, Israel. — Journal of Medical Entomology **40**: 585-587.

Murray E.S. & S.B. Torrey (1975): Virulence of *Rickettsia prowazekii* for head lice. — Annals of the New York Academy of Sciences **266**: 25-34.

Niang M., Brouqui P. & D. Raoult (1999): Epidemic typhus imported from Algeria. — Emerging Infectious Diseases **5**: 716-718.

Nuttall G.H.F. (1917a): The biology of *Pediculus humanus*. — Parasitology **10**: 85-185.

Nuttall G.H.F. (1917b): Studies on *Pediculus*. I. The copulatory apparatus and the process of copulation in *Pediculus humanus.* — Parasitology: **9**: 293-324.

Nuttall G.H.F. (1918): The biology of *Phthirus pubis*. — Parasitology **10**: 383-405.

Nuttall G.H.F. (1919a): The biology of *Pediculus humanus*. Supplementary notes. — Parasitology **11**: 201-220.

Nuttall G.H.F. (1919b): The systematic position, synonymy and iconography of *Pediculus humanus* and *Phthirus pubis.* — Parasitology **11**: 329-346.

Pierzchalski J.L., Bretl D.A. & S.C. Matson (2002): *Phthirus pubis* as a predictor for *Chlamydia* infections in adolescens. — Sexually transmitted diseases **29**: 331-334.

Pittendrigh B.R., Clark J.M., Johnston J.S., Lee S.H., Romero-Severson J. & G.A. Dasch (2006): Sequencing of a new target genome: the *Pediculus humanus humanus* (Phthiraptera: Pediculidae) genome project. — Journal of Medical Entomology **43**: 1103-1111.

Plinius Secundus C.: Naturgeschichte. 11. Buch. Übersetzt und erläutert von Külb H. (1853). — Verlag der Weßlerschen Buchhandlung Stuttgart: 1243-1377.

Priestley C.M., Burgess I.F. & E.M. Williamson (2006): Lethality of essential oil constituents towards the human louse *Pediculus humanus* and its eggs. — Filoterapia **77**: 303-309.

Raoult D., Birtles R.J., Montoya M., Perez E., Tissot-Dupnt H., Roux V. & H. Guerra (1999): Survey of three bacterial louse-associates diseases among rural Andean communities in Peru: Prevalence of epidemic typhus, trench fever, and relapsing fever. — Clinical Infectious Diseases **29**: 434-436.

Raoult D., Dutour O., Houhamdi L., Jankauskas R., Fournier P.-E., Ardagna Y., Drancourt M., Signoli M., Macia Y. & G. Aboudharam (2006): Evidence for louse-transmitted diseases in soldiers of Napoleons´s Grand Army in Vilnius. — Journal of Infectious Diseases **193**: 112-120.

Raoult D., Ndihokubwayo J.B., Tissot-Dupont H., Roux V., Faugere B., Abegninni R. & R.J. Birtles (1998): Outbreak of epidemic typhus associated with trench fever in Burundi. — Lancet **352**: 353-358.

Reed D.L., Light J.E., Allen J.M. & J.J. Kirchman (2007): Pair of lice lost or parasites regained: The evolutionary history of anthropoid primate lice. — BMC Biology 5: art. 7. 11p. doi: 10.1186/1741-7007-5-7

Reed D.L., Smith V.S., Hammond S.L., Rogers A.R. & D.H. Clayton (2004) Genetic analysis of lice supports direct contact between modern and archaic humans. — PLoS Biol **2** (11), e340: 1972-1983.

Reinhard K.J. & J. Buikstra (2003): Louse infestation of the Chiribaya culture, southern Peru: variation in prevalence by age and sex. — Memorias de Instituto Oswaldo Cruz **98**, Suppl 1: 173-179.

Richling I. & W. Böckeler (2007) Physical effects on the tracheal system of lice (Anoplura, Phthiraptera: *Pediculus humanus*) after treatment with the special dimeticone formula NYDA. — 41. Jahrestagung der Österreichischen Gesellschaft für Tropenmedizin und Parasitologie „Neue und alte Seuchen" Wien, 22. – 24. November 2007, Program and Abstracts: 72.

Rick F.M., Rocha G.C., Dittmar K., Coimbra C.E. Jr, Reinhard K., Bouchet F., Ferreira L.F. & A. Araújo (2002): Crab louse infestation in pre-columbian America. — Journal of Parasitology **88**: 1266-1267.

Roberts R.J., Casey D., Morgan D.A. & M. Petrovic (2000): Comparison of wet combing with malathion for treatment of head lice in the UK: a pragmatic randomised controlled trial. — Lancet **356**: 540-544.

Robinson D., Leo N., Prociv P & S.C. Barker (2003): Potential role of head lice, *Pediculus humanis capitis*, as vectors of *Rickettsia prowazekii*. — Parasitology Research **90**: 209-211.

Roux V. & D. Raoult (1999): Body lice as tools for diagnosis and surveillance of reemerging diseases. — Journal of Clinical Microbiology **37**: 596-599.

Rupes V., Chmela J. & S. Kapoun (1992): Findings of body lice (*Pediculus humanus* L.) in Czechoslovacia. ¾ Ceskoslovenska Epidemiologie, Mikrobiologie, Imunologie **41**: 362-365.

Sasaki T., Kobayashi M. & N. Agui (2002): Detection of *Bartonella quintana* from body lice (Anoplura: Pediculidae) infesting homeless people in Tokyo by molecular technique. — Journal of Medical Entomology **39**: 427-429.

Sasaki T., Poudel S.K.S., Isawa H., Hayashi T., Seki N., Tomita T., Sawabe K. & M. Kobayashi (2006): First molecular evidence of *Bartonella quintana* in *Pediculus humanus capitis* (Phthiraptera: Pediculidae) collected from Nepalese Children. — Journal of Medical Entomology **43**: 110-112.

Sasaki-Fukatsu K., Koga R., Nikoh N., Yoshizawa K., Kasai S., Mihara M., Kobayashi M., Tomita T. & T. Fukatsu (2006): Symbiotic bacteria associated with stomach discs of human lice — Applied and Environmental Microbiology **72**: 7349–7352.

Schnieder Th. (Hrsg.; 2005): Veterinärmedizinische Parasitologie. 6. vollst. überarb. und erw. Auflage. — Parey, Medizinverlage Stuttgart, 785 S.

Schrader G., Schmolz E., Könning M. & R. Dahl (2008): Survival and reproduction of a laboratory strain of body lice (Phthiraptera: Pediculidae) at different ambient temperatures. — In: W.H. Robinson & D. Bajomi (eds), Proceedings of the Sixth International Conference on Urban Pests, OOK-Press Kft.,Veszprém, Hungary: 307-314.

Seki N., Saito N., Komagota O., Mihara M., Sasaki T., Tomita T. & M. Kobayashi (2007): Quantitative analysis of proliferation and excretion of *Bartonella quintana* in body lice *Pediculus humanus* L. — American Journal of Tropical Medicine and Hygiene **77**: 562-566.

SLIFER E.H. & S.S. SEKHON (1980): Sense organs on the antennal flagellum of the human louse, *Pediculus humanus* (Anoplura). — Journal of Morphology **164**: 161-166.

SPEARE R., CANYON D.V. & W. MELROSE (2006): Quantification of blood intake of the head louse *Pediculus humanus capitis*. — International Journal of Dermatology **45**: 543-546.

SPEARE R., CANYON D.V., CAHILL C. & G. THOMAS (2007): Comparative efficacy of two nit combs in removing head lice (*Pediculus humanus var. capitis*) and their eggs. — International Journal of Dermatology **46**: 1275-1278.

SPEARE R., CAHILL C. & G. THOMAS (2003): Head lice on pillows, and strategies to make a small risk even less. — International Journal of Dermatology **42**: 626-629.

SPEARE R., THOMAS G. & C. CAHILL (2002): Head lice are not found on floors in primary school classrooms. — Australian and New Zealand Journal of Public Health **26**: 208-211.

STEINBRECHT R.A. (1994): The tuft organs of the human body lose, *Pediculus humanus corporis* – cryofixation study of a thermo-hygrosensitive sensillum. — Tissue and Cell **26**: 259-275.

SUWA G., KONO R.T., KATOH S. ASFAW B. & Y. BEYENE (2007): A new species of great ape from the late Miocene epoch in Ethiopia. — Nature **448**: 921-924.

TAKANO-LEE M., EDMAN J.D., MULLENS B.A. & J.M. CLARK (2004): Home remedies to control head lice: Assessment of home remedies to control the human head louse *Pediculus humanus capitis* (Anoplura: Pediculidae). — Journal of Pediatric Nursing **19**: 393-398.

TAKANO-LEE M., EDMAN J.D., MULLENS B.A. & J.M. CLARK (2005): Transmission potential of the human head louse *Pediculus capitis* (Anoplura: Pediculidae). — International Journal of Dermatology **44**: 811-816.

TAKANO-LEE M., VELTEN R.K., EDMAN J.D., MULLENS B.A. & J.M. CLARK (2003A): An automated feeding apparatus for in vitro maintenance of the human head louse, *Pediculus capitis* (Anoplura: Pediculidae). — Journal of Medical Entomology **40**: 795-799.

TAKANO-LEE M., YOON K.S., EDMAN J.D., MULLENS B.A. & J.M. CLARK (2003): In vivo and in vitro rearing of *Pediculus humanus capitis* (Anoplura: Pediculidae). — Journal of Medical Entomology **40**: 628-635.

TAPLIN D., MEINKING T.L., CASTILLERO P.M. & R. SANCHEZ (1986): Permethrin 1 % creme rinse for the treatment of *Pediculus humanus* var. *capitis* infestations. — Pediatric Dermatology **3**: 344-348.

TARASEVICH I., RYDKINA E. & D. RAOULT (1998): Outbreak of epidemic typhus in Russia. — Lancet **352**: 1151.

TOLOZA A.C., ZYGADLO J., MOUGABURE CUETO G., BIURRUN F., ZERBA E. & M.I. PICCOLLO (2006): Fumigant and repellent properties of essential oils and component compounds against permethrin-resistant *Pediculus humanus capitis* (Anoplura: Pediculidae) from Argentina. — Journal of Medical Entomology **43**: 889-895.

VANDER STICHELE R.H., DEZEURE E.M. & M.G. BOGAERT (1995): Systematic review of clinical efficacy of topical treatment for head lice. — British Medical Journal **311**: 604-608.

VASSENA C.V., TOLOZA A.C., AUDINO P.G., MOUGABURE CUETO G., ZERBA E.N. & M.I. PICOLLO (2006): Epidemiology of Pediculosis capitis in elementary schools of Buenos Aires, Argentina. — 3rd International Congress on Phthiraptera, Buenos Aires, Argentina, October 16-20, 2006: 40.

VON KELER S. (1963): Insekten I. Teil: Corrodentia, Mallophaga, Anoplura. — In: BROHMER P., EHRMANN P. & G. ULMER (Hrsg.), Die Tierwelt Mitteleuropas), IV. Band, Lief. 2 (Heft VIIa, VIIb, VIII). Verlag von Quelle & Meyer, Leipzig, 66 S.

WAPPLER T., SMITH V.S. & R. DALGLEISH (2004): Scratching an ancient itch: an eocene bird louse fossil. — Proceedings of the Royal Society London B (Suppl.) **271**: S255–S258.

WEIGL R. (1919): Untersuchungen und Experimente an Fleckfieberläusen. Die Technik der Rickettsia-Forschung. — Beiträge zur Klinik der Infektionskrankheiten und zur Immunitatsforschung **8**: 353-376.

WEYER F. (1952): Die experimentelle Infektion der Filzlaus *Phthirus pubis* L. mit *Rickettsia prowazeki* und *R. quintana.* — Zeitschrift fürTropenmedizin und Parasitologie **3**: 302-309.

WEYER F. (1978): Zur Frage der zunehmenden Verlausung und der Rolle von Läusen als Krankheitsüberträger. — Zeitschrift für Angewandte Zoologie **65**: 87-111.

WEYER F. (1981): Zur Geschichte der Kopflaus-Forschung. — Bundesgesundheitsblatt **24**: 189-195.

WHO (2006): Pesticides and their application – For the control of vectors and pests of public health importance. — WHO/CDS/WHOPES/GCDPP/2006.1: 67-69.

ZIAS J. & K.Y. MUMCUOGLU (1991): Pre-pottery Neolithic B head lice from Nahal Hemar Cave. — Atiqot **20**: 167-168.

ZLOTORZYCKA J., EICHLER W. & H.W. LUDWIG (1974): Taxonomie und Biologie der Mallophagen und Läuse mitteleuropäischer Haus- und Nutztiere. — Parasitologische Schriftenreihe **22**: 1-160.

YANG Y., LEE H., CLARK J.M. & Y. AHN (2004): Insecticidal activity of plant essential oils against *Pediculus humanus capitis* (Anoplura: Pediculidae). — Journal of Medical Entomology **41**: 699-704.

YONG Z., FOURNIER P.E., RYDKINA E. & D. RAOULT (2003): The geographical segregation of human lice preceded that of *Pediculus humanus capitis* and *Pediculus humanus humanus*. — Comptes Rendus Biologies **326**: 565-74.

YOON K.S., PREVITE D.J., G. XU, J.P. STRYCHARZ, S.H. LEE, N. BALABAN, S.M. RICH & J.M. CLARK (2010): In vitro rearing of human head and body lice allows the efficacy determination of pediculicidal formulations and the potential transmissions of bacterial pathogens. — Fourth International Conference on Phthiraptera, Urgup, Turkey. Türkiye Parazitoloji Dergisi **34** (Suppl. 1): 59.

Anschrift der Verfasserin:

Dr. rer. nat. Birgit HABEDANK
Umweltbundesamt
FG IV 1.4 „Gesundheitsschädlinge
und ihre Bekämpfung"
Postfach 330022
D-14191 Berlin
E-Mail: birgit.habedank@uba.de